COMMONWEALTH INST.
ENTOMOLOGY LIBRARY
15 AUG 1961
SERIAL C.S.A.T
SEPARATE

Tomo 59

Fascículo 1

Abril 1961

MEMÓRIAS

DO

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Rio de Janeiro - Estado da Guanabara
Brasil

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

DIRETOR
Joaquim Travassos

SECRETÁRIO
Laerte Manhães de Andrade

DIVISÕES CIENTÍFICAS

CHEFES

Microbiologia e Imunologia (D.M.I.)
Antonio Eugenio de Arêa Leão

Zoologia Médica (D.Z.M.)
Herman Lent

Fisiologia (D.F.)
Tito A. de A. Cavalcanti

Patologia (D.P.)
Carlos Bastos Magarinos Torres

Estudos de Endemias (D.E.E.)
Julio Muniz

Vírus (D.V.)
Henrique de Azevedo Penna

Química e Farmacologia (D.Q.F.)
Gilberto Guimarães Villela

Higiene (D.H.)
José Guilherme Lacôrte

Hospital Evandro Chagas (H.E.C.)
Genard Carneiro da Cunha Nobrega

SECÇÕES CIENTÍFICAS

CHEFES

Bacteriologia (D.M.I.)
Gobert Araujo Costa

Micologia (D.M.I.)
(vaga)

Entomologia (D.Z.M.)
(vaga)

Helmintologia (D.Z.M.)
João Ferreira Teixeira de Freitas

Protozoologia (D.Z.M.)
Felipe Nery Guimarães

Fisiologia (D.F.)
Haity Moussatché

Endocrinologia (D.F.)
Fernando Ubatuba

Anatomia Patológica (D.P.)
Eitel Lopes Moreira Duarte

Hematologia (D.P.)
Walter Oswaldo Cruz

Medicina Experimental (D.P.)
Roberto Luiz Pimenta de Mello

Estatística e Epidemiologia (D.E.E.)
G. Oliveira Castro

Inquéritos e Trabalhos de Campo (D.E.E.)
Emmanuel Dias

Vírus (D.V.)
José Fonseca da Cunha

Rickettsias (D.V.)
Francisco de Paula da Rocha Lagoa

Química (D.Q.F.)
Humberto Teixeira Cardoso

Ensaios Biológicos e Contrôle (D.Q.F.)
Oswaldo Lazarini Peckolt

Farmacodinâmica e Quimioterapia (D.Q.F.)
(vaga)

Bioclimatologia (D.H.)
Laerte Manhães de Andrade

Higiene do Trabalho (D.H.)
Murilo Cardoso Fontes

Nutrição (D.H.)
Estácio de Figueiredo Monteiro

MEMÓRIAS
DO
INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Tomo 59 Fascículo 1 Abril, 1961

SÔBRE ALGUMAS ESPÉCIES DO GÊNERO *LITOMOSOIDES* CHANDLER, 1931 (Nematoda, Filarioidea) *

A. ARANDAS RÊGO
Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Guanabara

(Com 20 figuras no texto)

Graças à abundância de material existente na Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz, pudemos estudar em detalhe duas espécies pertencentes ao gênero *Litomosoides*: *Litomosoides brasiliensis* Almeida, 1936 e *Litomosoides guiterasi* (Vigueras, 1934). No presente trabalho, fazemos uma redescrição dessas duas espécies que ocorrem no Brasil e ao mesmo tempo colocamos em sinonímia duas outras — *Litomosoides carolliae* Caballero, 1944 e *Litomosoides hamletti* Sandground, 1934.

López-Neyra em sua revisão da superfamília *Filarioidea* refere 7 espécies pertencentes a êsse gênero; julgamos que apenas 5 devam ser consideradas válidas. São elas: *Litomosoides carinii* (Travassos, 1919) Vaz, 1934; *Litomosoides guiterasi* (Vigueras, 1934) Sandground, 1934; *Litomosoides brasiliensis* Almeida, 1936; *Litomosoides leonilavazquezae* Caballero, 1939 e *Litomosoides forsteri* Caballero, 1947.

Dessas espécies, sòmente não foram assinaladas em nosso país *Litomosoides leonilavazquezae* e *Litomosoides forsteri*.

As espécies do gênero *Litomosoides*, em sua maioria, são parasitos da cavidade abdominal de quirópteros; sòmente *Litomosoides carinii* é parasito das cavidades abdominal e torácica (pleura) de roedores.

Litomosoides guiterasi (Vigueras, 1934) Sandground, 1934
(Figs. 1-9)

Finlaynema guiterasi Vigueras, 1934: 58-60, figs. 1-5
Litomosoides hamletti Sandground, 1934: 596-599, figs. 1-4
Litomosoides guiterasi Sandground, 1934: 596, 597, 598, 599, fig. 4a
Litomosoides guiterasi Chitwood, 1938: 63

* Recebido para publicação a 3 de agôsto de 1960.
Trabalho do Instituto Oswaldo Cruz (Divisão de Zoologia Médica).

Litomosoides hamletti Chitwood, 1938: 63
Litomosoides hamletti Caballero, 1939: 458
Litomosoides guiterasi Caballero, 1939: 458
Litomosoides hamletti Caballero, 1947: 174-175
Litomosoides guiterasi López-Neyra, 1956: 168
Litomosoides hamletti López-Neyra, 1956: 168-169

Comprimento — Machos 10,72 a 16,75 mm; fêmeas 40,20 a 52,93 mm.

Largura — Machos 0,10 a 0,13 mm; fêmeas 0,61 a 0,83 mm.

Corpo de coloração branca, com cutícula estriada longitudinalmente. Extremidades anterior e posterior afiladas. Abertura bucal desprovida de lábios, apresentando papilas, que no entanto não pudemos evidenciar em sua totalidade. Cápsula bucal infundibuliforme, com espessamentos pouco visíveis nas paredes; mede nos machos 0,016 a 0,033 mm de comprimento e nas fêmeas 0,021 a 0,025 mm. Esôfago com alargamento em sua porção anterior e não dividido em duas porções; mede 0,52 a 0,65 mm de comprimento nos machos e 0,61 a 0,83 mm nas fêmeas. Intestino retilíneo. Anel nervoso situado a 0,139 a 0,206 mm da extremidade anterior nos machos e a 0,126 a 0,197 mm nas fêmeas. Poro excretor situado a 0,137 mm da extremidade anterior nos machos e a 0,210 a 0,220 nas fêmeas. Não foram evidenciadas papilas cervicais.

Fêmeas didelfas, opistodelfas, vivíparas, com vulva situada em altura variável, antes do fim do esôfago ou ao nível do mesmo, distando 0,35 a 0,67 mm da extremidade anterior. À vulva, segue-se uma vagina em forma de pêra, que se liga ao ovojetor ímpar, relativamente curto, que mede 0,78 a 0,91 mm de comprimento e liga-se aos dois úteros, que se dirigem para a região posterior do corpo formando alças; ambos ligam-se a ovários que se lançam para a extremidade posterior, onde formam alças. Extremidade posterior do corpo afilada gradualmente e não espiralada. Ânus situado a 0,121 a 0,130 mm do ápice caudal.

Machos com espículos desiguais e dissemelhantes, medindo o maior 0,185 a 0,197 mm e o menor 0,063 a 0,080 mm de comprimento; ambos têm porções desigualmente quitinizadas. Espículo maior com a porção distal muito afilada. Extremidade caudal afilada e espiralada. Número variável de papilas foram observadas: 2 ou 3 pares, tôdas pós-anais; não foram observadas papilas pré-anais. Orifício cloacal situado a 0,050 a 0,059 mm do ápice caudal. Tubo genital dirigido para diante; testículo retilíneo, podendo atingir o nível do fim do esôfago.

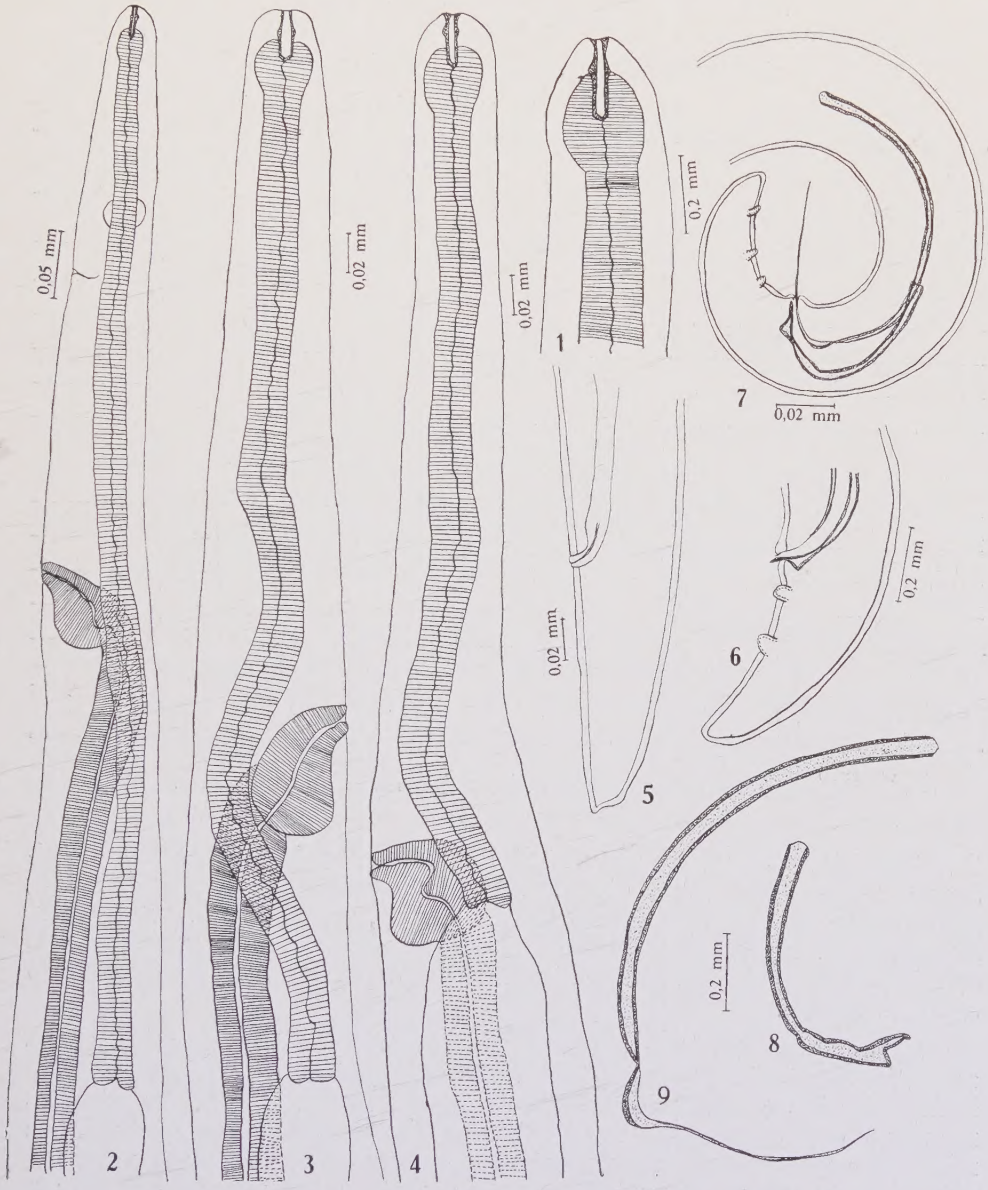
Habitat — Cavidade peritonial de *Chiroptera*: *Glossophaga soricina soricina* (Pall.) e *Glossophaga* sp.

Proveniência — Brasil (Conceição da Barra, Estado do Espírito Santo; Araçatuba, Estado de São Paulo e Manaus, Estado do Amazonas).

Material estudado — Depositado na Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz sob os números 8.484, 14.808, 14.809, 14.810, 14.815, 14.818, 14.924, 17.749, 17.750, 17.751, 21.154, 26.979 a-f, 26.980 a-b, 26.981 a-f, 26.982 a-e, 26.989.

Tivemos oportunidade de examinar vários exemplares, chegando à seguinte conclusão: o material pertence a espécie *Litomosoides guiterasi*

Vigueras, 1934, e a espécie descrita por SANDGROUND, *Litomosoides hamletti*, deve ser considerada idêntica à ela.



Litomosoides guiterasi Vigueras, 1934 — Fig. 1: Extremidade cefálica da fêmea, vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.982 b); fig. 2: extremidade anterior da fêmea, vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.981 b); fig. 3: idem, idem (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.979 d); fig. 4: idem, idem (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.979 e); fig. 5: cauda da fêmea, vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.979 c); fig. 6: cauda de macho vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.982 b); fig. 7: idem, idem (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.982 a); fig. 8: espículo menor (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.979 b); fig. 9: espículo maior (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.979 b).

Damos um quadro (Quadro I) comparativo das principais medidas dessa espécie.

QUADRO I

Litomosoides guiterasi Vigueras, 1934

(Medidas em milímetros)

Sinonímia	*Litomosoides guiterasi* Vigueras, 1934		*Litomosoides hamletti* Sandground, 1934		*Litomosoides guiterasi* Vigueras, 1934	
Autor	Vigueras, 1934		Sandground, 1934		Presente trabalho	
Sexo	Machos	Fêmeas	Machos	Fêmeas	Machos	Fêmeas
Comprimento	8	24	15 – 16,5	35 – 51	10,72 – 16,75	40,20 – 52,93
Largura	0,10	0,25**	0,10 – 0,11	0,17	0,10 – 0,13	0,61 – 0,83
Cápsula bucal	0,012	0,020	0,019	0,021	0,016 – 0,033	0,021 – 0,025
Esôfago	0,51	0,42	0,45 – 0,59	0,69 – 0,78	0,52 – 0,65	0,61 – 0,83
Vulva	—	próximo ou ao mesmo nível do fim do esôfago	—	0,40 – 0,45	—	0,35 – 0,67
Ânus	0,080*	subterminal	0,057	0,101	0,050 – 0,059	0,121 – 0,130
Espículo maior	0,200	—	0,220 – 0,280	—	0,185 – 0,197	—
Espículo menor	0,060	—	0,082 – 0,090	—	0,063 – 0,080	—
Pares de papilas caudais	3 ou 4 ?	—	2	—	2 — 3	—
Hospedador	*Artibeus jamaicensis parvipes* Renn		*Glossophaga soricina soricina* (Pall.)		*Glossophaga soricina soricina* (Pall.) *Glossophaga* sp.	
Distribuição geográfica	Cuba		Brasil		Brasil	

* SANDGROUND, em 1934, refere 0,090 para esta medida.
** Certamente houve um erro tipográfico; esta medida é referida por VIGUERAS, como sendo 2,25 mm.

Histórico — VIGUERAS, em 1934, descreve a espécie *Finlaynema guiterasi*, da cavidade peritonial de *Artibeus jamaicensis parvipes* Renn, proveniente de Havana e Santa Clara (Cuba), criando um novo gênero, *Finlaynema*. Em nossa opinião VIGUERAS equivocou-se ao considerar o ânus sub-terminal, na fêmea, e também na observação da morfologia do espículo maior.

SANDGROUND, em 1934, descreve uma espécie considerada nova (*Litomosoides hamletti*) parasito da cavidade abdominal de *Glossophaga soricina soricina* (Pall.) proveniente de Mato Grosso, Brasil. Os caracteres por êle considerados diferenciais não têm êste valor, pois estudamos material cujos exemplares possuiam tais caracteres de forma variável, como: vulva em nível variável, desde o meio até o fim do esôfago; 2 ou 3 pares de papilas caudais no macho, etc. É ainda nossa opinião que SANDGROUND enganou-se na observação da parte distal do espículo maior de *Litomosoides hamletti*, tanto em seu próprio material, como naquele a êle enviado por VIGUERAS (material de *Litomosoides guiterasi*).

Chitwood, em 1938, faz considerações acêrca de algumas espécies do gênero *Litomosoides;* informa ser provável que Vigueras tenha errado ao estabelecer como subterminal o ânus de *Litomosoides guiterasi*.

Caballero, em 1939, na descrição de *Litomosoides leonilavazquezae*, faz considerações sôbre os caracteres diferenciais dessa espécie, de *Litomosoides guiterasi* e de *Litomosoides hamletti*.

Caballero, em 1947, na descrição de *Litomosoides forsteri*, faz considerações entre essa espécie e outras do gênero, inclusive *Litomosoides hamletti*.

López-Neyra, em 1956, dá um quadro de medidas das espécies do gênero *Litomosoides*, incluindo *Litomosoides guiterasi* e *Litomosoides hamletti*.

Litomosoides brasiliensis Almeida, 1936
(Figs. 10-20)

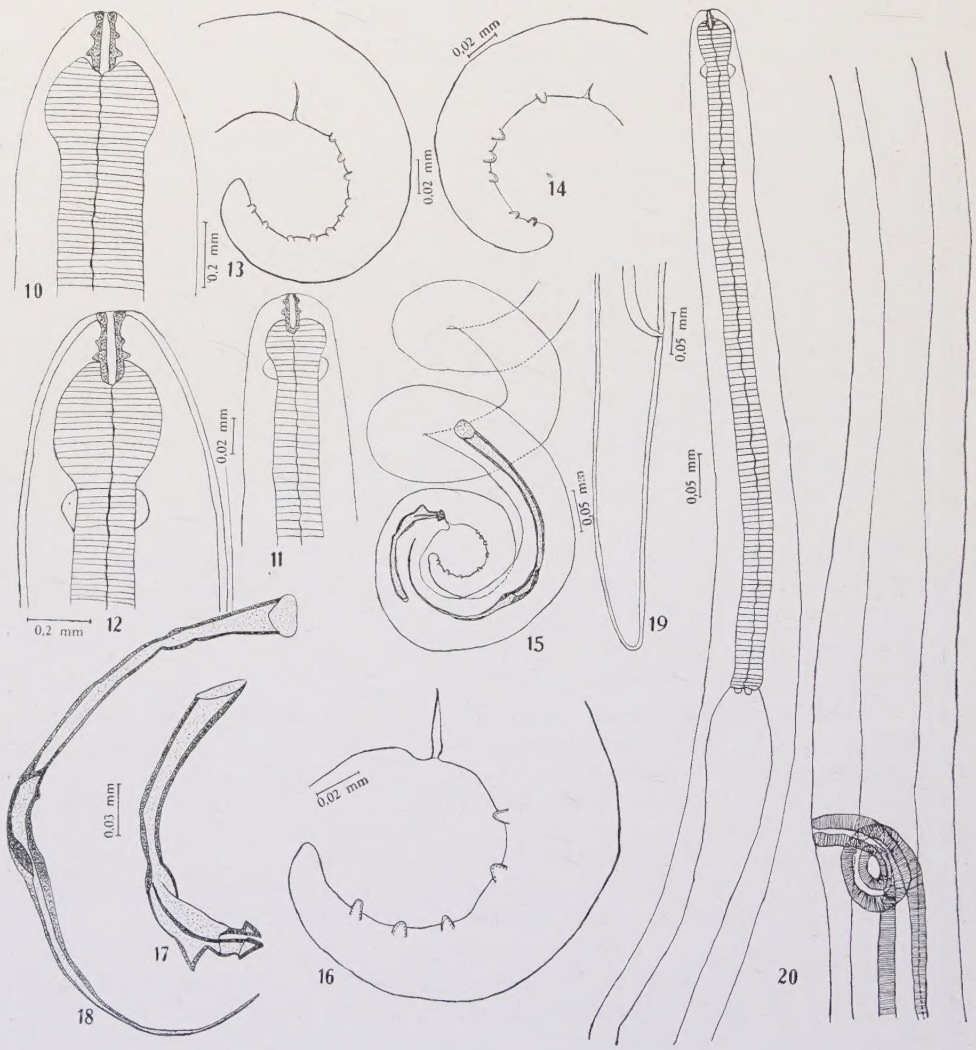
Litomosoides brasiliensis Almeida, 1936: 133-136, figs. 1-3
Litomosoides brasiliensis Chitwood, 1938: 63
Litomosoides brasiliensis Caballero, 1939: 458
Litomosoides carolliae Caballero, 1944: 384-387, figs. 1-4, 5h
Litomosoides carolliae Caballero, 1947: 174
Litomosoides brasiliensis López-Neyra, 1956: 168-169
Litomosoides carolliae López-Neyra, 1956: 168-169

Comprimento — Machos 35,68 a 65,32 mm; fêmeas 58,62 a 90,45 mm.
Largura — Machos 0,10 a 0,16 mm; fêmeas 0,13 a 0,23 mm.

Corpo de coloração branca, com cutícula estriada longitudinalmente. Extremidades anterior e posterior pouco afiladas. Abertura bucal desprovida de lábios, apresentando papilas, que no entanto não pudemos evidenciar em sua totalidade. Cápsula bucal infundibuliforme, com espessamentos desiguais nas paredes, medindo nos machos 0,017 a 0,021 mm de comprimento e nas fêmeas 0,021 a 0,023 mm. Esôfago com alargamento globóide em sua porção anterior e não dividido em duas porções; mede 0,70 a 0,76 mm de comprimento nos machos e 0,73 a 0,91 mm nas fêmeas. Intestino retilíneo. Anel nervoso situado a 0,037 a 0,054 mm da extremidade anterior nos machos e a 0,046 a 0,054 mm nas fêmeas. Não foram evidenciados o poro excretor e as papilas cervicais.

Fêmeas didelfas, opistodelfas, vivíparas, com vulva situada muito para trás da terminação do esôfago e com lábios pouco salientes; dista 1,71 a 2,78 mm da extremidade anterior. À vulva segue-se uma vagina forte que forma uma alça, e que se liga ao ovojetor ímpar, que mede 9,04 mm de comprimento, ligando-se a dois úteros; um dêles dirige-se para a região anterior do corpo, podendo, em alguns exemplares, alcançar as proximidades do esôfago, depois volta em direção à região posterior; o outro dirige-se para trás; ambos ligam-se a ovários que se lançam para a extremidade posterior, sem formar alças. Extremidade posterior do corpo afilada gradualmente e não enrolada em espiral. Ânus situado a 0,365 a 0,400 mm do ápice caudal.

Machos com espículos desiguais e dissemelhantes, medindo o maior 0,444 a 0,548 mm, e o menor 0,139 a 0,200 mm de comprimento; ambos têm porções desigualmente quitinizadas. Espículo maior tem, ainda, porções membranosas. Extremidade caudal afilada e espiralada. Núme-



Litomosoides brasiliensis Almeida, 1936 — Fig. 10: Extremidade cefálica da fêmea, vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.984 b, alótipo; fig. 11: extremidade cefálica do macho, vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.983 a); fig. 12: extremidade cefálica da fêmea, vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.988); fig. 13: cauda do macho, vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.983 l); fig. 14: idem, idem (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.983 i); fig. 15: extremidade posterior do macho, vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.983 c); fig. 16: cauda do macho, vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.987); fig. 17: espículo menor (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.983 d); fig. 18: espículo maior (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.983 b); fig. 19: cauda da fêmea, vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.983 f); fig. 20: extremidade anterior da fêmea, vista lateral (Col. Helm. I.O.C. n.º 26.983 e), desenho em duas partes.

ro variável de papilas foram observadas: 5, 6, 8 ou 10 pares, e com variada distribuição; tôdas elas são pós-anais e não foram observadas papilas pré-anais. Orifício cloacal situado a 0,148 a 0,235 mm do ápice caudal. Tubo genital dirigido para diante; testículo retilíneo, não atingindo o nível do fim do esôfago.

Habitat — Cavidade peritonial de *Chiroptera*: *Phyllostomidae* sp.; *Glossophaga soricina* (Pall.); *Carollia perspicillata* (L.) e *Glossophaga* sp.

Proveniência — Brasil (Angra dos Reis, Estado do Rio de Janeiro; Benjamin Constant, Estado de Minas Gerais; Manguinhos, Rio de Janeiro, Estado da Guanabara; Iguaçu, Rio Paraná, Estado do Paraná; Campo Grande, Estado de Mato Grosso; Ilha Sêca e Araçatuba, Estado de São Paulo; Conceição da Barra, Estado do Espírito Santo; Manáus, Estado do Amazonas).

Material estudado — Depositado na Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz sob os números 1.985, 2.150, 2.340, 4.122, 4.194, 4.971, 4.972, 6.901, 6.906, 6.911, 6.912, 7.578, 8.736, 8.737, 8.738, 9.489, 9.490, 9.491, 10.295, 11.192, 11.799, 11.800, 11.801, 12.231, 12.237, 12.238, 12.239, 12.240, 12.245, 12.246, 12.247, 12.248, 13.622, 13.623, 13.624, 13.653, 14.807, 14.816, 14.821, 14.923, 15.451, 15.700, 15.702, 15.703, 15.704, 17.748, 21.183, 21.191, 21.192, 21.193, 21.194, 21.195, 21.196, 21.202, 26.983 a-q, 26.984 a-b (neo-holótipo macho e alótipo fêmea, respectivamente), 26.985, 26.986, 26.987 e 26.988.

O único espécime estudado por Almeida está perdido, conforme informação obtida dêste pesquisador. Por esta razão escolhemos um neo-holótipo macho e estabelecemos o alótipo fêmea.

Damos um quadro (Quadro II) comparativo das principais medidas dessa espécie.

Histórico — Esta espécie foi descrita por Almeida de um único exemplar macho colhido da cavidade abdominal de *Myotis* sp. do Estado de Mato Grosso, Brasil, e com o espículo maior fragmentado; tal descrição, incompleta e inexata, não se enquadra nos modernos padrões de sistemática. É nossa opinião que o espículo menor não foi visto em todos os seus detalhes, o mesmo ocorrendo com a cápsula bucal, e também que o autor deixou de observar um par de papilas na cauda do macho.

Chitwood, em 1938, refere *Litomosoides brasiliensis*, lamentando não haver um desenho da extremidade posterior da fêmea.

Caballero, em 1939, na descrição da espécie *Litomosoides leonilavazquezae* refere *Litomosoides brasiliensis*, em comparação com aquela espécie.

Caballero, em 1944, descreve como nova uma espécie (*Litomosoides carolliae*, colhida na cavidade abdominal de *Carollia perspicillata azteca*, de Matapla e Tamazunchale, México). É ela considerada por nós idêntica à *Litomosoides brasiliensis*. Acreditamos ainda, que êsse autor enganou-se ao referir o anel nervoso localizado no têrço posterior do esôfago.

QUADRO II

Litomosoides brasiliensis Almeida, 1936

(Medidas em milímetros)

Sinonímia	*Litomosoides brasiliensis* Almeida, 1936	*Litomosoides carolliae* Caballero, 1944		*Litomosoides brasiliensis* Almeida, 1936	
Autor	Almeida, 1936	Caballero, 1944		Presente trabalho	
Sexo	Machos	Machos	Fêmeas	Machos	Fêmeas
Comprimento	65	56,83 - 65,90	117 - 146	35,68 - 65,32	58,62 - 90,45
Largura	0,20	0,17 - 0,18	0,20 - 0,24	0,10 - 0,16	0,13 — 0,23
Cápsula bucal	0,025	0,019 - 0,022	0,022	0,017 - 0,021	0,021 - 0,023
Esôfago	0,92	0,70 - 0,80	0,78 - 0,94	0,70 - 0,76	0,73 - 0,91
Vulva	—	—	2,91 - 2,96	—	1,71 - 2,78
Ânus	0,246	0,186 - 0,231	0,378 - 0,399	0,148 - 0,235	0,365 - 0,400
Espículo maior	?	0,508 - 0,529	—	0,444 - 0,548	—
Espículo menor	0,205	0,168	—	0,139 - 0,200	—
Pares de papilas caudais	4	8	—	5, 6, 8, 10	—
Hospedador	*Myotis* sp.	*Carollia perspicillata azteca*		*Carollia perspicillata* (L.) *Glossophaga soricina* (Pall.) *Glossophaga* sp. *Phyllostomidae* sp.	
Distribuição geográfica	Brasil	México, Panamá		Brasil	

Caballero, em 1947, refere *Litomosoides carolliae*, colhido da cavidade peritonial de morcegos (*Carollia perspicillata perspicillata* (Lin.)) no Panamá.

López-Neyra, em 1956, em sua revisão da superfamília *Filarioidea*, refere *Litomosoides carolliae* como muito semelhante à *Litomosoides brasiliensis;* declara no entanto, não ter obtido a descrição original de Almeida.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Almeida, J. L., 1936, Sôbre um parasito de *Cheiroptera*: *Litomosoides brasiliensis*. *Rev. Dep. Nac. Prod. Anim.*, 3 (1-6): 133-139, 3 figs.

Caballero y C., E., 1939, A new filariid worm from Mexican bats. *Trans. Amer. Micr. Soc.*, 58 (4): 456-458, 3 figs.

Caballero y C., E., 1944, Una nueva espécie del genero *Litomosoides* y consideraciones acerca de los caracteres sistematicos de las espécies de este genero. *An. Inst. Biol.*, México, 15 (2): 383-387, 5 figs.

Caballero y C., E., 1947, Algunas filarias de mamiferos y de reptiles de las Repúblicas de Colombia y Panama. *An. Inst. Biol.*, México, 18 (1): 169-188, 3 lam., figs.

Chandler, A. C., 1931, New genera and species of Nematode worms. *Proc. U. S. Nat. Mus.*, 78 (2866): 1-11, 10 figs.

Chitwood, B. G., 1938, Some nematodes from the caves of Yucatan. *Carn. Inst. Wash. Publ.*, 491: 51-66, 45 figs.

López-Neyra, R. C., 1956, Revisión de la superfamília *Filarioidea* (Weinland, 1858). *Rev. Iber. Parasitol.*, 16: 1-225, 41 lam., figs.

Sandground, J. M., 1934, Description of a species of the filariid genus *Litomosoides* from *Glossophaga soricina* (*Cheiroptera*). *Ann. Mag. Nat. Hist.*, (10), 14 (84): 595-599, 5 figs.

Travassos, L., 1920, *Filaria carinii* n. sp. *Rev. Soc. Brasil. Sci.*, 3: 189-190, 3 figs.

Vaz, Z., 1934, *Ackertia* gen. nov. for *Litomosa burgosi* De La Barrera, 1926 with notes on the synonymy and morphological variations of *Litomosoides carinii* (Travassos, 1919). *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, 28 (2): 143-149, 2 figs.

Vigueras, I. P., 1934, Notas sobre las espécies de *Filaroidea* (Nematoda), encontradas en Cuba. *Mem. Soc. Cub. Hist. Nat.*, 8 (1): 55-60, 8 figs.

ESTUDO DO MECANISMO DA HIPERGLICEMIA E DA HIPERTENSÃO ARTERIAL, PRODUZIDAS PELO VENENO DE ESCORPIÃO, NO CÃO *

LINEU FREIRE-MAIA e MARCELO CARVALHO FERREIRA
Faculdade de Medicina, Belo Horizonte, Minas Gerais

(Com 5 figuras no texto)

A grave intoxicação que se instala, freqüentemente, em indivíduos picados por escorpiões, despertou a atenção de inúmeros investigadores, em várias partes do mundo, para o estudo do mecanismo de ação do veneno, nos diferentes setores do organismo.

Em 1904, WILSON relata o aparecimento de hipertensão arterial em um cão no qual foi injetado veneno de escorpião.

ARTHUS (1913) julga que a hipertensão produzida no cão e no coelho não resulta de uma ação exercida pelo veneno sôbre o centro vaso-tônico bulbar, porque ela ocorre quando êste centro está funcionalmente suprimido pela injeção de cocaina, no quarto ventrículo.

Segundo HOUSSAY (1919), a hipertensão é devida a uma vasoconstrição geral, de origem periférica, porque a destruição do sistema nervoso central (cérebro e bulbo) não impede o seu aparecimento. Diz, ainda, que a ação hipertensiva é um pouco semelhante àquela da adrenalina.

PHISALIX, em 1922, afirma que o veneno de escorpião é um tóxico do sistema nervoso, principalmente do bulbo, e que o coração e os vasos não são atingidos senão em um curto período, no início com produção de hipertensão e bradicardia, durante alguns segundos.

MAGALHÃES (1928) diz que o veneno dos escorpiões brasileiros é um tóxico principalmente do sistema nervoso, e que sua ação sôbre o tecido nervoso, nos animais superiores, é dupla: sistema nervoso cérebro-espinhal (central e periférico) e sistema nervoso simpático.

Em 1935 afirma MAGALHÃES que a hipertensão produzida pelo veneno, resulta da excitação dos centros vaso-constritores e, provàvelmente, adrenalino-secretores do bulbo, que produzem uma vasoconstrição generalizada.

---

* Recebido para publicação a 3 de agôsto de 1960.

Trabalho realizado, em parte, no Centro de Estudos do Instituto Oswaldo Cruz, em Belo Horizonte (Chefe: Prof. Dr. Octavio C. Magalhães).

Mohamed (1942) relata que a toxina cristalina do veneno de escorpiões egípcios produz aumento de pressão arterial, se o animal é supra-renalectomizado, espinal ou espinal-supra-renalectomizado. Após estudar outras ações para o lado do parassimpático, conclui que o veneno estimula diretamente as terminações nervosas do sistema nervoso autônomo, sem seleção.

Del Pozo, Anguiano & Gonzales (1944) julgam que a ação hipertensora do veneno de escorpiões mexicanos tem como origem fundamental o estímulo medular dos neurônios pré-ganglionares do sistema simpático, tanto vasculares (vaso-constritores) como adrenalino-secretores. Afirmam que a peçonha libera adrenalina das supra-renais, e que esta é responsável pela vaso-constrição que se observa na orelha simpatectomizada de gatos e coelhos, o que não acontece nos animais supra-renalectomizados.

Entretanto, em 1954, Del Pozo diz que alguns efeitos vasculares diretos podem ser vistos em orelhas desnervadas, em animais sem glândulas supra-renais.

Ramos & Corrado (1954), afirmam que a hipertensão decorre de uma ação adrenérgica do veneno e que, provàvelmente, haveria uma ação concomitante sôbre os centros vegetativos simpáticos centrais, concordando, assim, em parte, com as idéias de Magalhães (1935).

Em 1959, Freire-Maia, Ferreira & Silva, após uma revisão da literatura sôbre glicosúria e hiperglicemia provocadas pelo veneno de escorpião, afirmam que a injeção endovenosa de peçonha de escorpiões da espécie *Tityus bahiensis*, no cão, produz hiperglicemia e que êste efeito não é abolido quando se submetem os animais, prèviamente, a supra-renalectomia bilateral. Segundo os A.A., esta hiperglicemia obtida nos cães operados se deve, provàvelmente, à liberação de simpatina (adrenalina e nor-adrenalina) pelas terminações pós-ganglionares do sistema simpático, em virtude da excitação central, provocada pelo veneno. Sugerem, ainda, mediante pesquisas em andamento, uma ação simpático-mimética da peçonha, além da ação central.

Portanto, apesar de a produção de hiperglicemia e hipertensão terem sido duas das mais estudadas ações da peçonha, muitas dúvidas existem, ainda hoje, acêrca do mecanismo exato da sua produção, o que nos levou a estudar o problema e a apresentar a presente contribuição ao seu conhecimento.

Agradecimentos — Agradecemos a inestimável colaboração dos Professôres Dr. Octavio C. Magalhães, Dr. Wilson T. Beraldo, Dr. Santiago Americano Freire e Dr. J. M. Pompeu Memória.

MATERIAL E MÉTODOS

Foram usados 34 cães, de ambos os sexos e de várias raças, distribuidos em 3 lotes: A, B e C. O lote A, constituido de 8 cães (6 machos e 2 fêmeas), de pêso variando entre 7,7 kg a 15,8 kg. O lote B, constituido de 15 cães (12 machos e 3 fêmeas), de pêso variando entre 5,5 kg a

22 kg e lote C, constituido de 10 cães (4 machos e 6 fêmeas), de pêso variando entre 4,3 kg a 16,3 kg.

Êstes animais foram mantidos em jejum por 24 horas.

A anestesia foi feita pelo pentobarbital sódico ("Nembutal", Abbott), em solução álcool-aquosa e injetado, na veia, na base de 30 mg/kg, com exceção dos cães do lote A, que receberam a dose de 15 mg/kg.

As dosagens de glicose foram feitas pelo método de Folin & Wu, modificado por Fiorentino & Giannettasio (1940), em sangue total fluoretado (25 mg de fluoreto de sódio por ml de sangue). A intensidade da coloração foi determinada por processo fotocolorimétrico. Os resultados serão dados em miligramos de glicose por 100 mililitros de sangue (mg%).

Na análise estatística dos resultados obtidos, foi considerado nível de significância de 5% de probabilidade.

A pressão arterial foi registrada da artéria femoral por meio de um manômetro de mercúrio.

Em algumas experiências eram isoladas as artérias carótidas primitivas, a fim de se pesquisar o reflexo do seio carotídeo.

O veneno usado foi extraido de vesículas de *Tityus bahiensis,* as quais foram tomadas, de um modo geral, de escorpiões recentemente mortos ou ainda vivos. Na preparação do veneno, as vesículas eram maceradas em gral e as partículas resultantes diluidas em 5 ml de água destilada. Em seguida, deixava-se decantar as partículas e filtrava-se o sobrenadante em fina camada de algodão prèviamente umidecida. Colocava-se novamente água destilada no gral para nova diluição, fazendo-se, a seguir, novo filtrado que se juntava ao primeiro, de tal forma a obter-se um volume total de 10 a 15 ml de solução. As doses usadas foram, para quase tôdas as experiências, de 2 vesículas (13 mg, em média) por kg de pêso. Segundo Magalhães (1928), uma vesícula pesa, em média, 8 mg e encerra, aproximadamente, 0,8 mg de veneno.

Drogas usadas: Clorpromazina ("Amplictil", Rhodia), 9.295 Ciba ("Pendiomid" Ciba), brometo de hexametônio ("Bistrium" Squibb), dibenamina ("Dibenamine", Smith, Kline & French Labs.), adrenalina (cloridrato de adrenalina a 1:1.000, Parke Davis) e nor-adrenalina (bitartarato de nor-adrenalina 1:1.000 Byk).

Para a supra-renalectomia bilateral feita nos animais do lote A usou-se a via de acesso abdominal transversa larga, ao nível das últimas costelas, e para as realizadas no lote C usou-se a via dorso-lateral. Em tôdas as operações as supra-renais eram dissecadas, ligados os seus pedículos e, logo após, extirpadas.

Nos animais do lote A injetava-se clorpromazina na veia, na dose de 10 mg/kg de pêso e, sòmente após 10 minutos, era feita a anestesia. Realizava-se, a seguir, a supra-renalectomia; após uma espera de 10 minutos recolhia-se amostra de sangue, para dosagem de glicose, e injetava-se o veneno.

Em 10 cães do lote B foi pesquisado o reflexo do seio carotídio, 30 minutos antes de se injetar o ganglioplégico e 5 minutos após a injeção dêste.

Nos cães do lote C injetou-se a dibenamina, lentamente na veia, sendo que nos animais intactos logo após a anestesia, e nos supra-renalectomizados 30 minutos após a cirurgia. Esperava-se sempre 90 minutos após o emprêgo da dibenamina, porque esta droga, segundo GREEN (1954), deve ser convertida no corpo em um produto de transformação intermediária, antes de tornar-se ativa.

RESULTADOS

LOTE A (cães sob a ação da clorpromazina): Os resultados das dosagens de glicose estão apresentados na Tabela I. A análise desta tabela mostra que a glicemia média antes da anestesia era de 91,9 mg% ± 10,7 e após a supra-renalectomia 120,7 mg% ± 14,6, tendo se verificado, portanto, um aumento de 28,8 mg, que não é estatìsticamente significativo. Observa-se, também, um aumento da glicemia 5 minutos após a injeção do veneno, em 6 cães, sendo que a maior glicemia foi obtida, em média, aos 20 minutos. A glicemia média, antes da injeção do veneno, foi de 120,7 mg% ± 14,6 e aquela aos 20 minutos foi de 137,3 mg% ± 22, do que se conclui ser o aumento de 16,6 mg não significativo, sob o ponto de vista estatístico (fig. 1).

TABELA I

(Cães supra-renalectomizados após injeção de 10 mg/kg de Clorpromazina)

CÃO	Pêso	GLICEMIA				
		Antes da anestesia	Antes do veneno	Após injeção do veneno		
	kg			5 min.	10 min.	20 min.
1	15,8	64,8	59,2	64,8	66,6	66,6
* 2	13,2	64,8	64,8	90,7	94,4	87,0
3	13,3	80,6	92,5	74,0	99,9	101,8
4	15,3	55,5	75,9	87,0	87,7	92,5
* 5	11,1	105,2	152,5	184,1	183,6	181,5
6	7,7	105,2	110,5	121,0	105,2	125,2
7	14,9	115,7	257,7	252,5	236,7	239,3
8	13,5	143,4	152,6	218,3	210,4	205,1
Média	13,7	91,9 ± 10,7	120,7 ± 14,6	136,5 ± 25,3	135,5 ± 24,5	137,3 ± 22,2

* Fêmeas

LOTE B (cães sob o efeito de ganglioplégicos): A análise da Tabela II (cães tratados com 9295 Ciba) revela que a anestesia não produziu variação glicêmica de significação estatística, pois o resultado médio antes da anestesia foi de 128,8 mg% ± 4,8 e o resultado médio antes da injeção do veneno foi de 130,9 mg% ± 3,3. Entretanto, 10 minutos após a injeção da peçonha observa-se um aumento médio de

63,8 mg, que é estatìsticamente significativo. A glicemia média aos 20 minutos foi superior à obtida aos 10 minutos (fig. 1).

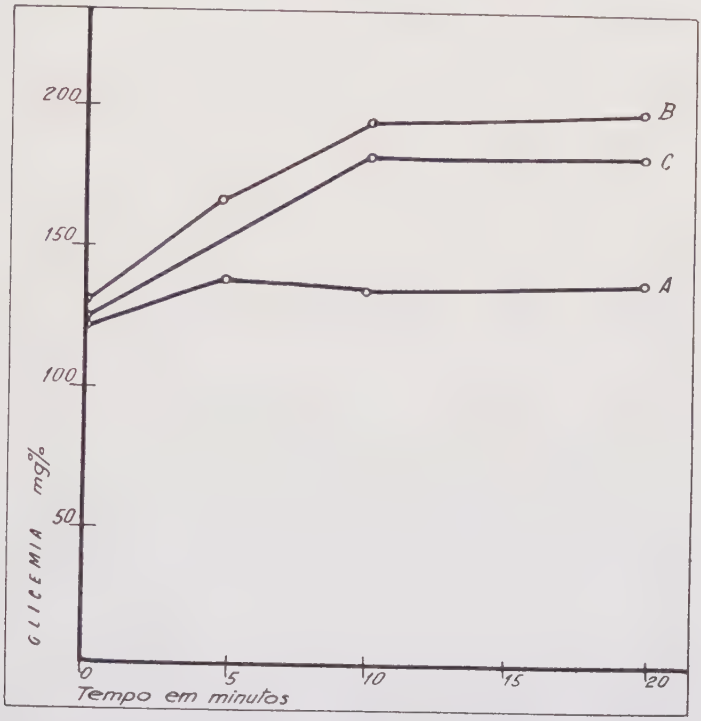


Fig. 1 — Curvas médias da glicemia após injeção do veneno (A = cães supra-renalectomizados e sob a ação da clorpromazina; B = cães injetados, prèviamente, com o ganglioplégico 9295 Ciba; C = cães injetados, prèviamente, com brometo de hexametônio).

TABELA II

(Cães bloqueados com 9295 Ciba)

CÃO	Pêso kg	Dose de 9 295 Ciba mg/kg	GLICEMIA				
			Antes da anestesia	Antes do veneno	Após injeção do veneno		
					5 min.	10 min.	20 min.
10	7,8	15	131,5	141,0	202,5	141,1	168,3
* 11	16,7	15	136,8	126,2	152,5	192,0	189,4
12	8,5	15	131,5	126,2	163,1	205,1	231,4
13	16,3	15	126,2	141,0	168,3	197,9	215,7
14	14,4	28	115,7	115,7	131,5	142,0	136,8
15	6,7	30	110,5	126,2	207,8	220,9	191,0
16	9,9	25	155,2	132,1	178,8	215,7	247,2
17	11,5	40	123,6	139,4	147,7	199,9	231,4
Média	11,5	—	128,8 ± 4,8	130,9 ± 3,3	158,6 ± 9,9	194,7 ± 8,6	201,4 ± 13,1

* Fêmea

À análise da Tabela III (cães sob o efeito do brometo de hexametônio) nota-se que a anestesia não alterou, pràticamente, em média, a taxa glicêmica. Observa-se um aumento da glicemia, aos 5 minutos, nos cães em que foram dosadas as glicemias, neste tempo, e em 5 dos 6 cães, aos 10 minutos. A glicemia média, antes da injeção do veneno, foi de 125,3 mg% e aos 10 minutos foi de 183,2 mg%, tendo havido, portanto, um aumento de 57,9 mg (fig. 1).

TABELA III

(Cães bloqueados com 2,5 mg/kg de brometo de hexametônio)

CÃO	Pêso	GLICEMIA				
		Antes da anestesia	Antes do veneno	Após injeção do veneno		
	kg			5 min.	10 min.	20 min.
* 18	15,0	105,2	97,3	—	89,4	81,5
19	7,3	118,4	142,6	231,4	247,2	242,0
* 20	5,5	131,5	105,2	—	121,0	95,3
21	10,0	105,2	115,7	134,1	147,3	128,3
22	11,0	162,2	126,2	189,4	247,2	278,8
23	22,0	137,5	165,0	220,0	247,0	275,0
Média	11,8	126,6	125,3	193,7	183,2	183,5

* Fêmeas

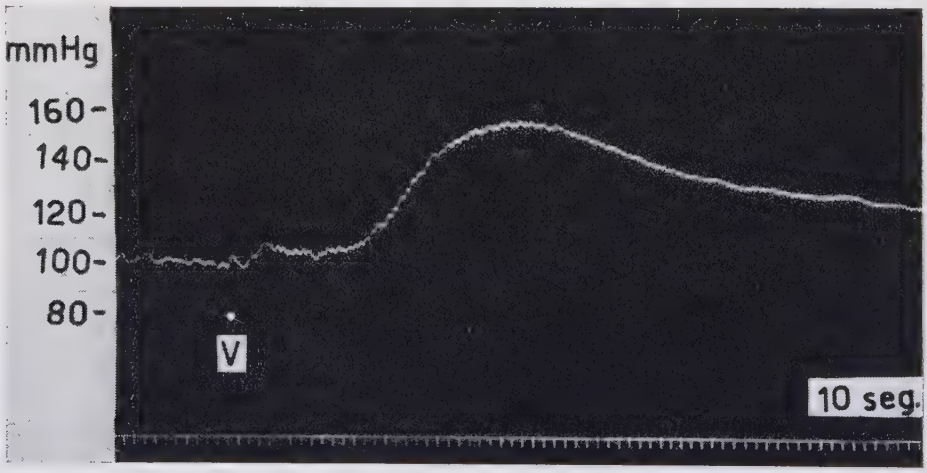


Fig. 2 — Traçado da pressão arterial. Cão (4,9kg) anestesiado com pentobarbital sódico. V = 10 vesículas de veneno. Observar a latência de 2 minutos entre o momento da injeção e a resposta hipertensora.

Os resultados encontrados na literatura mostram que a injeção intravenosa de veneno de escorpião produz hipertensão. As nossas experiências confirmam êstes resultados (fig. 2). Em 10 animais, tratados

com bloqueadores ganglionares (9.295 Ciba e brometo de hexametônio) o veneno de escorpião ainda produzia acentuada reação pressora, que variava de 60 a 110 mm Hg. A eficácia do bloqueio ganglionar foi verificada pela abolição do reflexo hipertensor produzido pela oclusão das carótidas comuns. A fig. 3 mostra o resultado de uma dessas experiências.

Lote C (cães sob o efeito da dibenamina): O exame da Tabela IV mostra que em algumas experiências a dibenamina impediu a produção de hiperglicemia, após a injeção do veneno, enquanto que em outras não o fez. Nos cães supra-renalectomizados (cães n.º 33 e 34) não se observou hiperglicemia.

TABELA IV

(Cães sob o efeito da dibenamina)

CÃO	Pêso	Dose de dibenamina	GLICEMIA				
			Antes da anestesia e dibenamina	Antes do veneno	Após injeção do veneno		
	kg	mg/kg			5 min.	10 min.	20 min.
* 25	4,3	40	141,4	178,8	189,4	263,0	241,0
* 26	7,3	40	126,5	126,5	126,5	137,5	148,5
27	9,9	40	192,5	226,5	192,5	198,0	214,5
28	6,0	27	99,9	97,3	157,8	165,7	205,1
* 29	6,0	20	120,0	154,0	160,5	159,5	160,5
* 30	6,5	10	148,5	209,0	231,0	231,0	247,5
33	12,6	40	126,5	115,5	110,0	112,8	112,8
* 34	6,2	40	154,0	143,0	154,0	137,5	134,8

* Fêmeas
Os cães de n.º 33 e 34 foram supra-renalectomizados antes da injeção do veneno.

Quanto à pressão arterial, observamos que nos 10 cães tratados com a dibenamina, o veneno produziu queda da pressão arterial, tanto nos 7 intactos (fig. 4) como nos 3 submetidos, prèviamente, à supra-renalectomia (fig. 5). O efeito da dibenamina era verificado pela injeção endovenosa de adrenalina e nor-adrenalina.

DISCUSSÃO

Em 1959 Freire-Maia, Ferreira & Silva constataram o aparecimento de hiperglicemia em cães submetidos prèviamente a suprarenalectomia bilateral e injetados com veneno de escorpião, sendo que a hiperglicemia média, obtida 10 minutos após o emprêgo da peçonha, nos animais operados, foi semelhante àquela determinada nos intactos, também inoculados. A partir dêste fato concluiram que o papel desempenhado pela medula da supra-renal não era tão importante, como supunham Anguiano e cols. (1956). Admitiram, ainda, que à ação hiperglicêmica central do veneno, já demonstrada por Magalhães (1940) poderia se superpôr

uma ação periférica que explicasse, em parte, o efeito hiperglicêmico observado nos cães supra-renalectomizados.

Antes de mais nada, teríamos de verificar se esta hiperglicemia poderia ser impedida pelo emprêgo, prévio, de drogas bloqueadoras do sistema simpático. Realizamos, por isso, uma série de experiências em cães supra-renalectomizados, que haviam recebido, prèviamente, uma injeção endovenosa de clorpromazina, que é uma droga ao mesmo tempo ganglioplégica e simpaticolítica (Courvoisier e cols., 1953). Nestas condições, o veneno não produziu hiperglicemia (fig. 1).

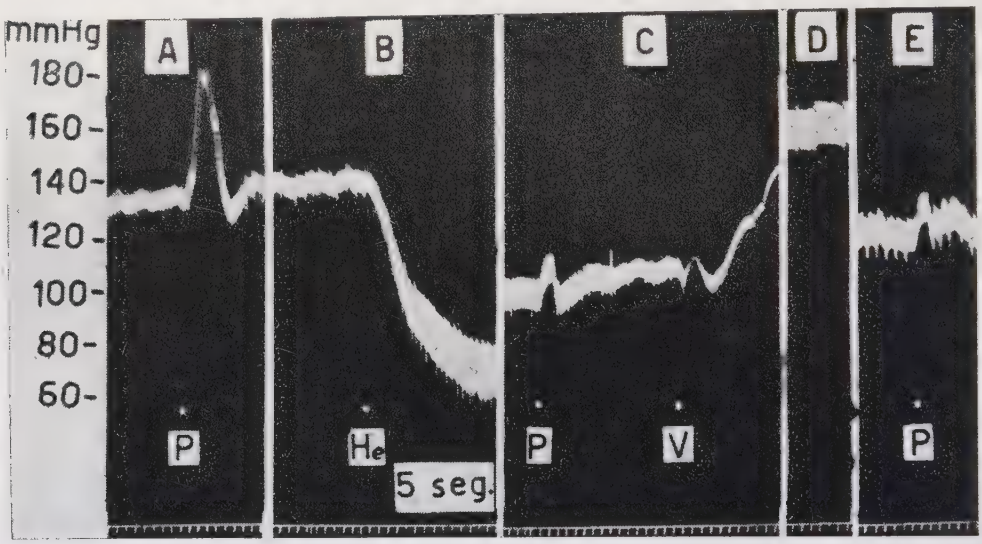


Fig. 3 — Traçado da pressão arterial. Cão (22 kg) anestesiado com pentobarbital sódico. He = 55 mg de hexametônio. V = 44 vesículas de veneno. P = pinçamento de ambas as carótidas por 10 segundos, antes do hexametônio, após 5 e 30 minutos, respectivamente, da injeção intravenosa do ganglioplégico. Antes da injeção do veneno o cilindro esteve parado 3 minutos. Os espaços observados no traçado correspondem aos seguintes tempos: 30, 5, 5 e 20 minutos, respectivamente, entre A e B, B e C, C e D, D e E.

Poder-se-ia admitir, todavia, que a ausência de resposta hiperglicêmica fôsse devida apenas ao bloqueio ganglionar, produzido pela droga, razão que nos levou a novas experiências com drogas ùnicamente ganglioplégicas. Se estas substâncias impedissem a resposta hiperglicêmica, após a injeção do veneno, seria porque a peçonha, agiria apenas sôbre estruturas nervosas centrais.

Nos cães submetidos à ação dos ganglioplégicos estudamos, também, o efeito hipertensor do veneno.

Usamos, inicialmente, o 9.295 Ciba que é, segundo Bein & Meier (1951), um poderoso e específico agente ganglioplégico. A análise dos resultados obtidos nos permite afirmar que o bloqueio ganglionar não impede nem a hiperglicemia nem a hipertensão e que, portanto, êstes efeitos devem ser produzidos por ação simpático-mimética pós-ganglio-

nar do veneno. As experiências em que usamos o brometo de hexametônio confirmam esta hipótese (figs. 1, 2 e 3).

O passo seguinte seria estudar o mecanismo desta ação periférica. Realizamos, por isso, várias experiências com a dibenamina, que é uma substância que inverte o efeito pressor da adrenalina (NICKERSON & NOMAGUCHI, 1953).

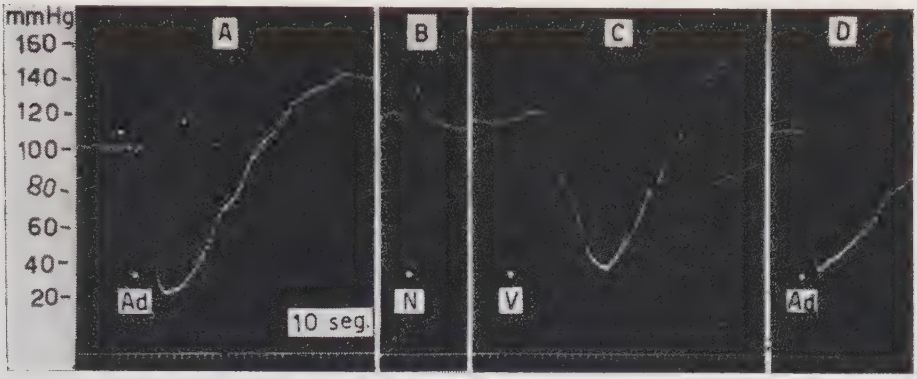


Fig. 4 — Traçado da pressão arterial. Cão (7,6 kg) anestesiado com pentobarbital sódico. O animal recebeu uma injeção intravenosa de 300 mg de dibenamina, 90 minutos antes da primeira injeção de adrenalina. Ad = injeção intravenosa de 10 µg de adrenalina. N = injeção intravenosa de 10 µg de nor-adrenalina. V = injeção intravenosa de 15 vesículas de veneno. Os espaços observados no traçado correspondem aos seguintes tempos: 10, 5 e 20 minutos, respectivamente, entre A e B, B e C, C e D.

Já em 1954 RAMOS & CORRADO haviam afirmado que a dibenamina impede a resposta pressora produzida pelo veneno.

Os nossos resultados mostram que nos cães tratados com dibenamina o veneno de escorpião, além de não causar hipertensão, produz queda

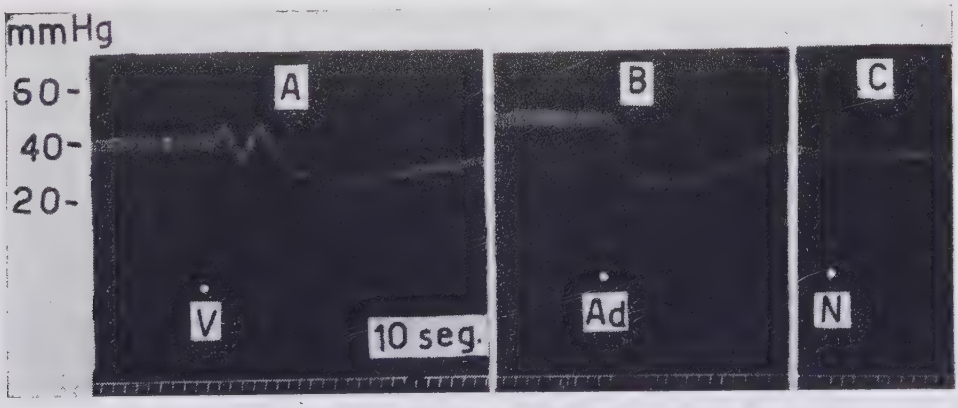


Fig. 5 — Traçado da pressão arterial. Cão (12,6 kg) anestesiado com pentobarbital sódico. O animal foi supra-renalectomizado e, após 30 minutos, recebeu 500 mg de dibenamina na veia. V = injeção intravenosa de 25 vesículas de veneno, 90 minutos após a injeção de dibenamina. Ad = injeção intravenosa de 10 µg de adrenalina. N = injeção intravenosa de 10 µg de nor-adrenalina. Os espaços observados no traçado correspondem aos seguintes tempos: 90 minutos entre A e B e 5 minutos entre B e C.

da pressão arterial, tanto nos animais intactos (fig. 4), como nos supra-renalectomizados (fig. 5). Em tôdas as experiências observamos, também, inversão do efeito pressor da adrenalina. Em vista dêstes resultados, julgamos poder afirmar que a peçonha age sôbre a pressão arterial de uma maneira semelhante à adrenalina, concordando, assim, com a opinião de HOUSSAY (1919).

Quanto à hiperglicemia, os nossos achados não são conclusivos, porque em algumas experiências a dibenamina impediu o seu aparecimento, após a injeção do veneno, enquanto em outras a hiperglicemia foi nítida. Aliás, segundo alguns autores, como NICKERSON & GOODMAN (1947) a dibenamina não impede a resposta hiperglicêmica induzida pela adrenalina, enquanto outros como GRANT (citado por HARVEY e cols., 1952) julgam que ela possui alguma atividade bloqueadora.

De qualquer maneira, parece claro que a inversão do efeito pressor do veneno, em cães sob o efeito da dibenamina, indica uma ação semelhante à da adrenalina.

CONCLUSÕES

1) A resposta hiperglicêmica produzida pela injeção intravenosa de veneno de escorpião (*Tityus bahiensis*), em cães supra-renalectomizados, foi impedida por droga ganglioplégica e simpaticolítica (clorpromazina).

2) Drogas ùnicamente ganglioplégicas (9.295 Ciba e brometo de hexametônio) foram incapazes de impedir as respostas hiperglicêmica e hipertensiva.

3) Nos animais tratados com droga simpaticolítica (dibenamina), o veneno e a adrenalina produziram queda da pressão arterial, tanto nos cães intactos como nos supra-renalectomizados.

4) Tendo em vista êstes resultados, julgamos poder afirmar que o veneno de escorpião, além da ação central já demonstrada anteriormente, age, também, perifèricamente, como substância simpático-mimética pós-ganglionar, de uma maneira semelhante à adrenalina. Esta ação periférica é responsável, em parte, pela produção de hiperglicemia e hipertensão.

SUMMARY

In the present paper we studied the mechanism of the hyperglycemia and hypertension evoked by the intravenous injection of scorpion venom (*Tityus bahiensis*) in the dog. We used 34 dogs, of both sex, weighing between 4.3 to 22 kg. These animals were divided in 3 groups and the following experiments were performed: in the first group (8 dogs) the animals were adrenalectomized after the intravenous injection of chlorpromazine; in the second group (16 dogs) the animals were injected with ganglionic blocking drugs (9.295 Ciba and hexamethonium); in

the third group (10 dogs) the animals were injected with dibenamine, and in 3 of them the adrenal glands were removed. The dogs of each group were injected intravenously with aqueous extract of 2 telsons of scorpion/kg; the average weight of each telson was 6,5 mg. The following results were obtained: 1) The hyperglycemia evoked by scorpion venom, in adrenalectomized dogs, was inhibited by chlorpromazine; 2) Ganglionic blocking drugs (9.295 Ciba and hexamethonium) were ineffective as far as the hyperglycemic and pressor effects of venom are concerned; 3) In the animals treated with dibenamine, the venom produced a fall in blood pressure, both in the controle and in the adrenalectomized. The present experiments suggest that the scorpion venom has, besides the central action already described by other investigators, an adrenergic action, very similar to the adrenaline. On basis of our experiments we think that the adrenergic action is responsible, in part, by the production of hyperglycemia and hypertension.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Anguiano, L. G., Beyer, F. C. & Alcaraz, V. M., 1956, Mecanismo fisiológico de la hiperglicemia causada por el veneno de alacrán. *Bol. Inst. Estud. Med. Biol.*, 14 (4-6): 93-101.

Arthus, M., 1913, Recherches expérimentales sur le venin de *Buthus quinquestriatus*. *C. R. Acad. Sci.*, Paris, 156: 1256-1258.

Bein, H. J. & Meier, R., 1951, Pharmakologische untersuchungen uber Pendiomid eine nevartige substanz mit ganglienblockierender wirkuns. *Schweiz. med. Wschr.*, 81: 446-452. (Res. *Biol. Abstr.*, 25 (2) [1951]).

Courvoisier, S., Fournel, J., Ducrot, R., Kolsky, M. & Koetschet, P., 1953, Propriétés pharmacodynamiques du chlorhydrate de cloro-3 (diméthyl--amino-3 propyl) — 10 phenothiazine (4560 RP). Étude experimentale d'un nouveau corps utilizé dans l'anesthésie potentialisée et dans l'hibernation artificielle. *Arch. Internat. pharmacodyn.*, 92: 305-361.

Del Pozo, E. C., 1954, Mechanism of pharmacological actions on venoms. *In* Venoms, 123-129, edit. E. E. Bucley & N. Porges (1956).

Del Pozo, E. C., Anguiano, L. G. & Gonzales, Q. J., 1944, Acciones del veneno de alacrán sobre el sistema vaso-motor. *Rev. Inst. Salubr. Enferm. Trop.*, 5 (4): 227-240.

Fiorentino, M. & Giannettasio, G., 1940, Photometric blood sugar determination by Folin-Wu method; new source of error. *J. Labor. Clin. Med.*, 25 (8): 866-868.

Freire-Maia, L., Ferreira, M. C. & Silva, C. G., 1959, Hiperglicemia na intoxicação escorpiônica experimental em cão. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 57 (1): 105-114.

Green, H. D., 1954, *Adrenergic blocking drugs. In* Drill, V. A., Pharmacology in Medicine, Mc Graw-Hill Book Co., Inc., New York.

Harvey, S. C., Wang, C. Y. & Nickerson, M., 1952, Blockade of epinephrine induced hyperglycemia. *J. Pharmacol. Exper. Therap.*, 104: 363-376.

Houssay, B., 1919, Action physiologique du venin des scorpions (*Butnus quinquestriatus* et *Tityus bahiensis*). *J. Physiol. Pathol. Gen.*, 18: 305-317.

MAGALHÃES, O., 1928, Contribuição para o conhecimento da intoxicação pelo veneno dos escorpiões. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 21 (1): 5-153.

MAGALHÃES, O., 1935, Escorpionismo — III Memória. *An. Fac. Med. Belo Horizonte*, 4 (1): 1-84.

MAGALHÃES, O. & TUPINAMBÁ, A. A., 1940, Escorpionismo. *Hospital*, Rio de Janeiro, 17 (1): 77-95; (2): 317-319.

MOHAMED, A. H., 1942, Preparation of anti-scorpion serum. Use of atropine and ergotoxine. *Lancet*, 243: 364-365.

NICKERSON, M. & GOODMAN, L. S., 1947, Pharmacological properties of a new adrenergic blocking agent: N, N-dibenzyl-B-chloroethylamine (Dibenamine). *J. Pharmacol. Exper. Therap.*, 89: 167-185.

NICKERSON, M. & NOMAGUCHI, G. M., 1953, Responses to sympathomimetic amine after Dibenamine blockade. *J. Pharmacol. Exper. Therap.*, 107: 284-299.

PHISALIX, M., 1922, *Animaux venimeux et venins*, Masson et Cie., Paris.

RAMOS, A. O. & CORRADO, A. P., 1954, Efeito hiperpiético do veneno de escorpião (*Tityus serrulatus* e *Tityus bahiensis*). *An. Fac. Med. Univ. São Paulo*, 28 (2): 81-98.

WILSON, W. H., 1904, On the venon of scorpions. *Rec. Egypt. Gov. School. Med.*, 2: 9-44.

SÔBRE O APARELHO GENITAL INTERNO DO MACHO DE *PHLEBOTOMUS LONGIPALPIS* (LUTZ et NEIVA, 1912) (Diptera, Psychodidae) *

RUDOLF BARTH
Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Guanabara

(Com 13 figuras no texto)

O estudo histológico e anatômico dos órgãos sexuais internos do macho de *Phlebotomus longipalpis* revelou alguns resultados, que do ponto de vista da anatomia comparada, representam fatos de alto interêsse.

O citado aparelho compõe-se dos seguintes elementos: um par de testículos, um par de vasos deferentes com o hilo e as mesadênias, a continuação impar do vaso deferente, a pompeta ou bomba do esperma e o duto ejaculatório duplo. O estudo do testículo não foi feito neste trabalho, pois o material, fixado em Bouin (alcoólico) no campo, não oferece condições favoráveis de conservação, que permitam fazer as observações citológicas necessárias. Para esta finalidade precisa-se de uma fixação do inseto adulto, por tetróxido de ósmio, bem como ainda do estudo dos últimos estádios larvais para a análise completa do testículo e das células germinativas.

Uma descrição dos órgãos genitais internos dos machos do gênero *Phlebotomus* é apresentada por GRASSI (1907), que estudou os pormenores da pompeta que êle interpreta como sendo a bomba do esperma. PERFILJEW (1929), aproveitando-se dos fundamentos anatômicos de GRASSI, apresenta uma comparação dos aparelhos genitais masculinos de várias espécies do velho mundo. Uma descrição curta dêste sistema de órgãos foi publicada em 1911/12 por NEWSTEAD, referindo-se às espécies *Phlebotomus papatasii* Scop., *P. perniciosus* Newst., *P. minutus* Rond. e *P. nigerrimus* Newst., tôdas procedentes da Ilha de Malta. Além de algumas referências histológicas sôbre o epitélio da "vesicula seminalis" e do duto deferente, os autores não entram na descrição dos pormenores da histologia, limitando-se apenas às descrições morfológi-

* Recebido para publicação a 18 de agôsto de 1960.
Trabalho do Instituto Oswaldo Cruz (Divisão de Zoologia Médica, Seção de Entomologia).

cas e anatômicas. Ao nosso ver, entretanto, observações histológicas na caracterização de objetos anatômicos são indispensáveis para a análise e consideração comparada dos complexos de órgãos como, por exemplo, o aparelho genital interno, que se compõe de tecidos de diferentes origens. Podemos ainda acrescentar que sòmente a combinação de vários métodos de observação pode fornecer os fundamentos para uma anatomia funcional, isto é, a consideração da anatomia dos órgãos e, finalmente do corpo inteiro como uma unidade na vida da natureza, sob o ponto de vista da função e da formação ontogenética do animal. Os trabalhos neste sentido, isto é da anatomia e histologia funcional, aproveitando-se de todos os diferentes métodos e meios de fixação, coloração e microscopia, não entram no regime da fisiologia, pois os resultados obtidos apresentam, nada mais e nada menos, do que a interpretação dos aspectos observados, a base de comparação com outros já conhecidos e provados. Lògicamente, precisamos de observar a restrição que, apesar de todos os métodos modernos da microscopia em tecidos vivos e fixados, o observador como em todos os ramos da ciência, ainda fica submetido a erros por artefatos ou deficiência de aparelhagem, que, de outro lado, podem ser eliminados parcialmente pela aplicação de métodos histoquímicos, fisiológicos e mesmo físicos. Constatamos que, nos trabalhos sob ponto de vista anatômico e histológico, observando sempre a base da função e comparação, o nosso dever é assinalar exclusivamente os fundamentos para nossos conhecimentos da matéria substancial, bem como apresentar a interpretação da função com base nos resultados obtidos, evitando-se a introdução de qualquer especulação. Quando, conforme às observações histológicas, uma cerda de inseto recebe um filamento terminal ou um grupo de fibrilas nervosas individualizadas, sabemos que se trata de um órgão sensorial; quando o filamento terminal se insere na base de uma seta rígida, de paredes grossas, por meio de uma estrutura cuticularisada, interpretamos o aparelho como órgão tátil; no caso, porém, da seta ser de parede fina, contendo protoplasma, no qual as fibrilas se espalham e onde terminam, sem formação de filamento terminal, o órgão representa um receptor químico. Êste pode ser um órgão de gustação, se encontrado na cavidade bucal ou na planta dos tarsos, ou uma sensila olfatória, se se localisa por exemplo na antena.

No caso do aparelho genital interno do macho de *Phlebotomus longipalpis*, encontramos que é composto de vários tecidos diferentes. Interpretando-os, no sentido do exposto acima, chegamos a resultados que alteram certos pontos referidos pelos citados autores, e conseguimos explicar o funcionamento dos órgãos que compõem o aparelho inteiro.

O material estudado foi oferecido, gentilmente, pelo Diretor do Instituto Oswaldo Cruz, Dr. Amilcar Vianna Martins, sendo capturado e fixado por João Evangelista Silva, na localidade "Gruta da Lapinha", Lagoa Santa, Minas Gerais, Brasil, em 12 de fevereiro de 1960. Agradecemos muito ao Diretor e seu auxiliar pela valiosa colaboração.

OBSERVAÇÕES ANATÔMICAS

a) *Testículos e vasos deferentes.*

Os dois testículos, de forma mais ou menos ovóide, que variam com a quantidade do esperma acumulada nos vasos eferentes (fig. 1, VE), localizam-se dorso-lateralmente, no 5.º segmento (fig. 1, Va). Da extremidade distal de cada um destes parte o vaso deferente (VD), relativamente curto, porém grosso. Êste dirige-se para trás e fica en-

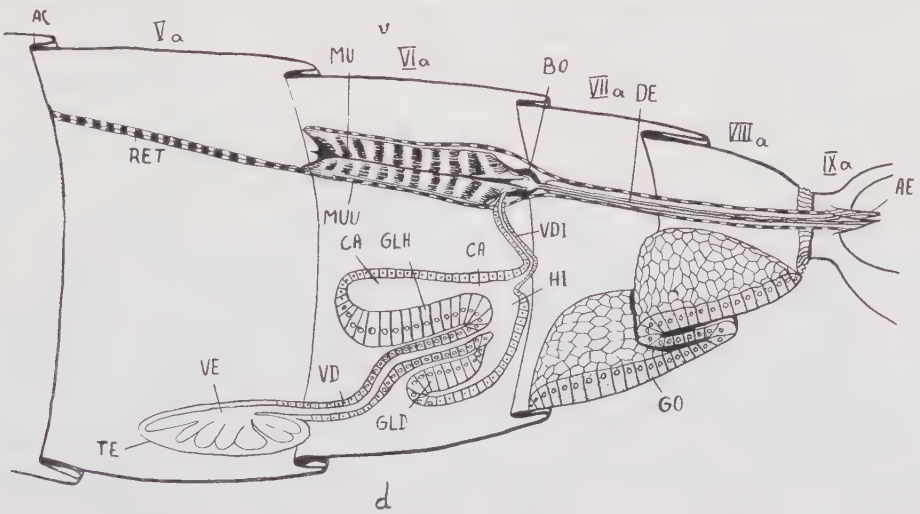


Fig. 1 — Esquema de corte longitudinal dos últimos segmentos, com o sistema genital interno do macho e a glândula odorífera (GO). (AC = antecosta; AE = aedeago; BO = pompeta ou bomba do esperma; CA = cavidade do hilo; d = dorsal; DE = dutos ejaculatórios; GLD = glândula do vaso deferente; GLH = glândula do hilo; HI = hilo; MU = músculo do pistilo; MUU = músculos do peritôneo; RET = músculo retrator do pistilo; TE = testículo; v = ventral; VD = vaso deferente; VDI = vaso deferente ímpar; VE = vaso eferente).

costado à parede do tergito, pois a maior parte da cavidade do abdômen é ocupada por um saco traqueal. Na figura 2-g é apresentada a situação dos órgãos na altura da extremidade distal dos testículos. Na linha dorsal localiza-se o intestino (IM) e o vaso dorsal (VDO); ao lado dêstes, dois tubos de Malpighi, um em cada lado (TM), e ainda mais lateralmente, o início dos vasos deferentes (VD), dilatados e repletos de esperma. Bem lateralmente observa-se o grupo dos músculos longitudinais dorsais (DLM) e mais um tubo de Malpighi (TM), em cada lado do corpo. O corpo gorduroso é muito reduzido e aparece, em geral, sòmente em forma de cadeias unicelulares e em orientação mais ou menos longitudinal. A membrana, assinalada na figura 2-g, ST, representa a parede do saco traqueal. No caso da quantidade do esperma ser elevada, como no exemplar da figura 2-g, a parte inicial do vaso deferente dilata-se fortemente, e é considerada como sendo, funcionalmente, a vesícula seminal que armazena os espérmios, pois em todos os canais subsequentes não encontramos, nenhuma vez, depósitos de esperma.

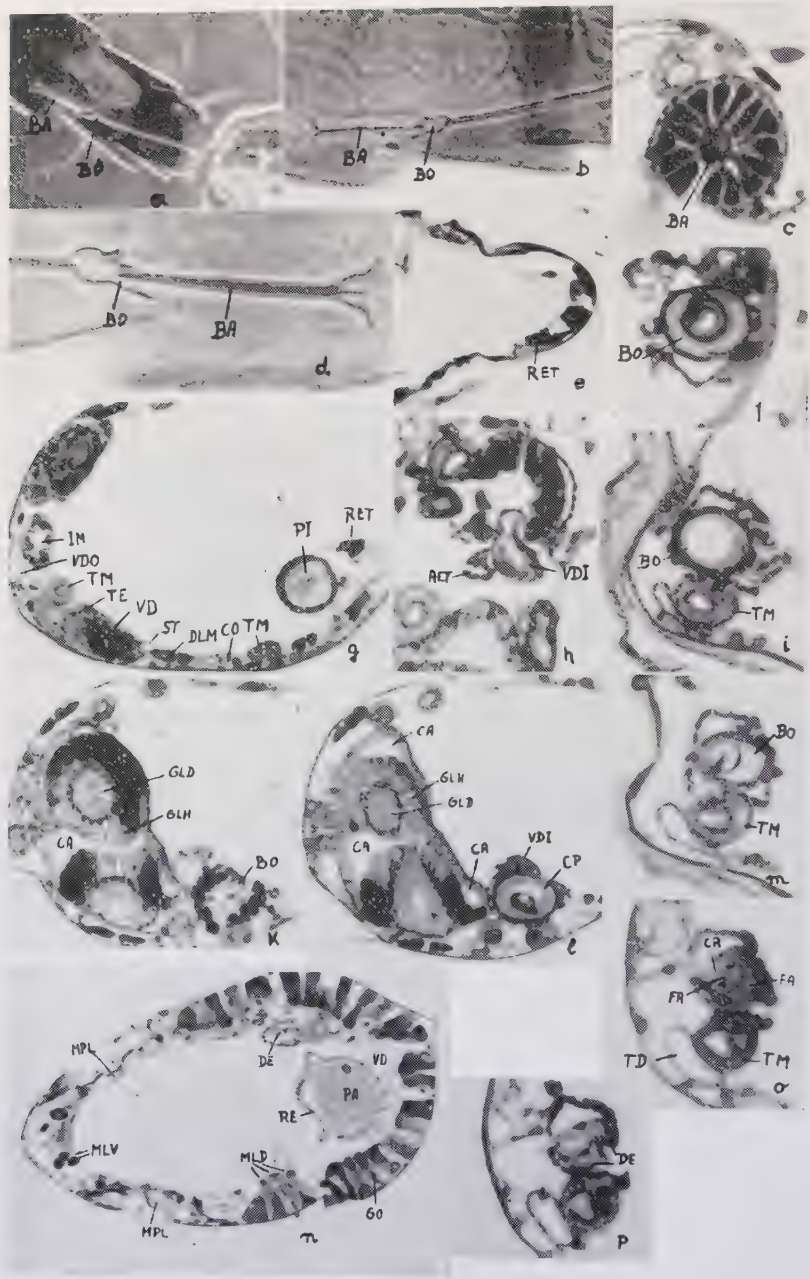


Fig. 2 — a) *Phlebotomus* sp., os últimos segmentos com a bomba do esperma; iluminação oblíqua. b) *Phlebotomus* sp., partes dos 5.º 6.º e 7.º segmentos com a bomba do esperma (BO) e o pistilo (BA); contraste de fases; c) corte transversal do bastão do pistilo; d) bomba do esperma (BO) e bastão do pistilo (BA); e) corte transversal do início do 5.º segmento com a inserção do retrator (RET) na antecosta do segmento; f) corte transversal da bomba do esperma na altura do estrangulamento; g) corte transversal do fim do 5.º segmento na

No 6.º segmento, os vasos deferentes aproximam-se mais da linha dorsal e penetram mais no interior do segmento, ficando ainda afastados, um do outro. Na parte posterior dêste segmento, o epitélio do tubo aumenta de volume e de altura, tornando-se glandular. Pouco depois o tubo termina por meio de uma dobra do seu epitélio que, porisso, dirige-se em direção proximal e alarga-se ainda mais, incluindo o tubo deferente (fig. 1). Esta parte do epitélio também é glandular, possuindo células muito altas. No lugar onde êste epitélio glandular termina, o tubo forma outra dobra, voltando então à direção mais ou menos distal. Esta segunda dobra, porém, não é completamente fechada, como foi a primeira, pois deixa um espaço vazio (fig. 1, CA), que se comunica com o do vaso deferente do lado oposto. Aproximadamente no fim do 6.º segmento, esta cavidade volumosa (figs. 2-k, 2-l e 3; CA) é fechada e o epitélio dos vasos deferentes sai deste hilo por meio de um canal muito mais fino do que os vasos deferentes anteriores. Examinamos a parede deste canal com todos os meios possíveis, e verificamos que se trata, histològicamente, do mesmo tecido como o que constitui o epitélio dos vasos deferentes anteriores. Como sabemos da ontogenia dêste elemento do aparelho genital dos insetos, a sua origem é mesodérmica, sendo, então, o canal que sai do hilo, bem como êste último também, compostos do mesmo material embriogênico. A função da cavidade do hilo é de um recipiente de mistura, onde os espérmios que saem, empurrados pelo movimento peristáltico, do vaso deferente, sofrem uma dispersão no líquido produzido pelas duas glândulas, ou sendo a glândula do vaso deferente (fig. 3, GLD) e a glândula do hilo (GLH). As figuras 2-1 e 2-k mostram o hilo com as glândulas e os vasos deferentes em cortes transversais. O epitélio da parede do hilo, que em cortes frontal e sagital possui um aspecto coraciforme, é revestido externamente por uma camada peritoneal, que inclui uma rede de músculos muito finos, que encontramos também no peritôneo da parede dos vasos deferentes pares bem como no duto impar. Além dêstes músculos peritoneais observam-se também traquéias e suas células terminais com traquéolas no revestimento externo do hilo (fig. 3; TR, TO). Consideramos as duas glândulas, a respeito da função e composição mesodérmica, homólogas às formações correspondentes em outros insetos, de modo que

altura do início dos vasos deferentes (VD) (CO = corpo gorduroso; DLM = músculo longitudinal dorsal; IM = intestino médio; PI = pistilo; RET = músculo retrator do pistilo; ST = parede do saco traqueal; TE = testículo; TM = tubo de Malpighi; VDO = vaso dorsal); h) corte transversal da bomba do esperma na altura da entrada do vaso deferente ímpar (VDI) (RET = músculo retrator do pistilo); i) corte transversal da bomba do esperma na altura do centro do corpo de compressão (BO); (TM = tubo de Malpighi); k) corte transversal do hilo e da bomba do esperma (BO); (CA = cavidade do hilo; GLD = glândula do vaso deferente; GLH = glândula do hilo); l) corte transversal do hilo na altura da cúpula (CP) da bomba do esperma com o vaso deferente impar (VDI) (CA = cavidade do hilo; GLD = glândula do vaso deferente; GLH = glândula do hilo); m) corte transversal da extremidade distal do corpo de compressão da bomba do esperma (BO) (TM = tubo de Malpighi); n) corte transversal do 7.º segmento com a glândula odorífera (GO) (DE = dutos ejaculatórios; MLD = músculo longitudinal dorsal; MLV = músculo longitudinal ventral; MPL = membrana pleural; PA = papila retal; RE = reto; VD = vaso deferente); o) corte transversal da bomba do esperma na altura da formação dos dutos ejaculatórios (CA = canal de comunicação; FA = fenda de desintegração; TD = tubo dorsal; TM = tubo de Malpighi); p) corte transversal da bomba do esperma na altura da formação dos dutos ejaculatórios.

devem ser chamadas como mesadênias, denominando as glândulas dos vasos deferentes (GLD) como mesadênia I, e as do hilo (GLH) como mesadênia II.

B) *Bomba do esperma e dutos ejaculatórios.*

O sistema dos componentes de origem mesodérmica termina na extremidade distal do vaso deferente impar, que por sua vez, entra em contato direto com a parte ectodérmica, composta de duas regiões: a pompeta ou bomba do esperma e os dutos ejaculatórios. A primeira está situada no 6.º (ou nos 5.º e 6.º) segmento abdominal (figs. 1, 2-a, 2-b e 2-d; BO). É composta por uma parte fixa, a cúpula da bomba (figs. 4 e 5; CP), e uma móvel, o pistilo da bomba (PI). A continuação da cúpula, em direção distal, é o duto ejaculatório duplo (figs. 1, 4 e 5; DE), cujos dois tubos se abrem nas duas partes do aedeago (fig. 1; AE). Todo o sistema, isto é, a bomba e os dutos ejaculatórios, representa uma seringa de injeção com duas agulhas.

A cúpula (figs. 4 e 5; CP) é coniforme, com um ligeiro estrangulamento que separa o funil de inserção (FI) do corpo de compressão (CC). No esquema da fig. 4 é indicada a composição da parede da cúpula: externamente observa-se uma camada de exocutícula, fortemente esclerosada, e como revestimento interno, uma endocutícula grossa contendo, porém, poucas incrustações. No lugar do estrangulamento, a exocutícula é mais fina. Na extremidade distal partem os dois canais do duto ejaculatório (DE). Êstes canais formam-se por meio de uma desintegração da exocutícula do corpo da bomba que se faz ao longo de duas fendas longitudinais (fig. 2-o; FA), de modo que resultam duas peças exocuticulares que imediatamente se enrolam no sentido para dentro (fig. 2-p; DE) em forma de dois canais (fig. 6; DE). A parte endocuticular, agora separada da exocutícula, fecha sua luz e manda um canal para o início da luz dos dois tubos exocuticulares (fig. 2-o; CA), formação esta que representa a comunicação entre as cavidades do corpo de compressão e dos tubos ejaculatórios.

Imediatamente após a formação completa dos tubos ejaculatórios, encontramos, em cada um dêstes, uma válvula (fig. 4; VA) em forma de um "velum", que corresponde à lamela interna da exocutícula ou à externa da endocutícula. Êste dispositivo, já conhecido em outros órgãos de insetos com função semelhante, por exemplo em glândulas salivares, evita um refluxo do esperma que foi injetado nos canais ejaculatórios pela atividade da bomba. Os dois tubos exocuticulares, revestidos externamente por um manto endocuticular (fig. 4; EN), seguem em linha reta até chegarem às duas partes do aedeago (figs. 1, 2-a e 2-b).

Na parte proximal do corpo de compressão (fig. 4; CC) encontramos o pistilo da pompeta. Consta de três partes. A região basal é mais larga e possui uma cavidade coniforme que está aberta na sua base. A borda desta abertura continua em forma de membrana (figs. 4, 5 e 7; ME) que se alarga, penetrando na cúpula, e volta depois para frente,

inserindo-se naquela parte da cúpula que forma a saliência na altura do estrangulamento. Sòmente onde o vaso deferente impar entra na pompeta, esta membrana se insere mais para cima, formando assim

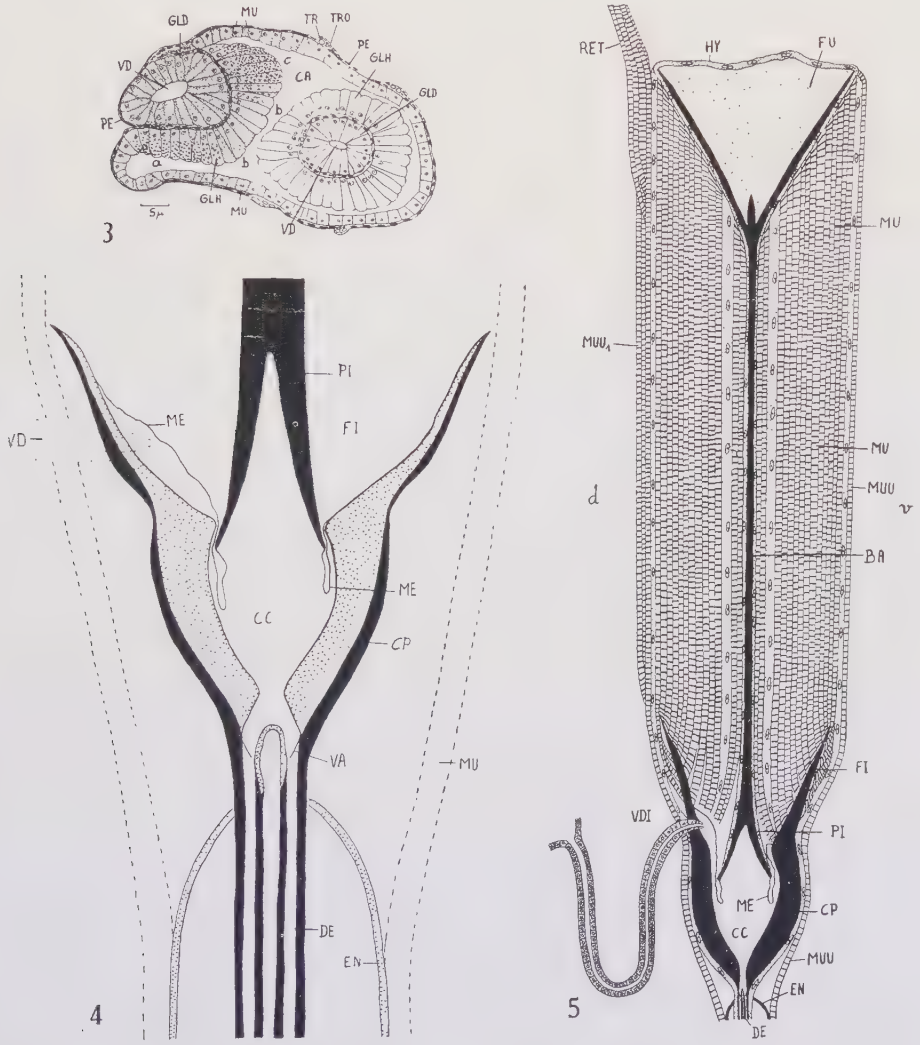


Fig. 3 — Corte transversal do hilo (a, b e c = fases de secreção; CA = cavidade do hilo; GLD = glândula do vaso deferente; GLH = glândula do hilo; MU = músculos do peritôneo; PE = peritôneo; TR = traquéia; TRO = traquéola; VD = vaso deferente); fig. 4 — esquema do corte sagital da bomba do esperma (CC = corpo de compressão; CP = cúpula; DE = dutos ejaculatórios; EN = endocutícula; FI = funil de inserção; ME = membrana do pistilo; MU = musculatura peritoneal; PI = pistilo; VA = válvula; VD = vaso deferente impar); fig. 5 — esquema da bomba do esperma em corte longitudinal (BA = bastão do pistilo; CC = corpo de compressão; CP = cúpula; d = dorsal; DE = dutos ejaculatórios; EN = endocutícula; FI = funil de inserção; FU = funil; HY = hipoderma; ME = membrana do pistilo; MU = musculatura do pistilo; MUU = musculatura do peritôneo; MUU_1 = fascículos do retrator do pistilo; PI = pistilo; RET = retrator do pistilo; v = ventral; VDI = vaso deferente impar).

uma extensão da cavidade do corpo de compressão, o que condiciona o esperma passar para o interior da cúpula. A parte média do pistilo é um bastão cuticular, redondo e fortemente esclerosado (figs. 2-a, 2-b, 2-d e 5; BA). A parte apical dêste apresenta-se em forma de um funil (fig. 5; FU; veja também as figs. 1, 2-b e 2-d), que está aberto para a frente. O interior dêste é cheio de hemolinfa (sem hemácias) e fechado por uma hipoderme sincicial (fig. 5; HY).

Entre o funil terminal do pistilo e a borda proximal da cúpula, chamada funil de inserção (veja em cima), estende-se um grupo de fortes fascículos musculares, orientados em redor e paralelamente ao pistilo (fig. 5; MU). No centro dêstes, encontramos o bastão do pistilo, situado no interior de um dos fascículos (fig. 8; BA). Entre os fascículos localiza-se bastante sarcoplasma extrafascicular. Todo o complexo é envolvido por uma camada peritoneal (fig. 8; PE) que contem pequenos feixes musculares (figs. 1, 5 e 8; MUU). A musculatura entre os dois funis insere-se na cutícula dêstes dois cones, pertencendo uma inserção ao pistilo e outra ao corpo da cúpula. Sendo tôda a parte cuticular do sistema da pompeta de origem ectodérmica, consideramos esta musculatura como homóloga aos músculos do esqueleto, enquanto os fascículos musculares da camada peritoneal se origina de mioblastos, homólogos aos da parede do mesênteron e dos tubos de Malpighi.

Um grupo da musculatura peritoneal da região dorsal (figs. 5 e 8; MUU_1) da pompeta, não termina no funil terminal do pistilo, porém continua estendendo-se até a antecosta do 5.º segmento abdominal (figs. 2-c e 2-g; RET), onde se insere na cutícula. Êste grupo funciona como retrator do pistilo.

c) *Funcionamento da pompeta.*

A pompeta inteira representa uma seringa de injeção muito aperfeiçoada e de alta precisão. Pela contração da musculatura entre os dois funis, o pistilo entra na cavidade de compressão (fig. 5; CC), e exerce pressão sôbre o conteúdo desta, o esperma, que é forçado a sair pelo canal de comunicação para os dois dutos ejaculatórios. O líquido não pode voltar para o vaso deferente impar, porque as bordas da cavidade basal do pistilo se dilatam, encostando-se sempre às paredes internas da cúpula (fig. 4; PI). Encontramos, em cortes, o pistilo e a cúpula sempre completamente justapostos, não deixando observar nenhum espaço entre as suas paredes (figs. 2-f e 2-i; BO). A pressão deve ser bem forte, pois o cilindro muscular é de grande diâmetro (figs. 2-c e 2-h). No segundo tempo do funcionamento da pompeta, a musculatura do pistilo relaxa e começa, então, a contração do retrator do pistilo, que é representado pelos fascículos da musculatura peritoneal que se inserem na antecosta do 5.º segmento. Com isto, o pistilo sobe para o estrangulamento e até passa além dêste. Ao mesmo tempo fecham-se as válvulas na entrada dos dois canais ejaculatórios, que evitam um refluxo do esperma dos dutos para a cúpula. Resulta da retração do pistilo, então, uma baixa pressão no interior da cavidade de compressão. Sendo agora

livre a passagem da abertura do vaso deferente impar para o interior da cúpula, uma nova quantidade de esperma entra na cavidade da pompeta, devido a baixa pressão nesta. Uma segunda contração da musculatura do pistilo inicia novamente o primeiro tempo da ação da pompeta.

d) *Glândula odorífera do macho.*

Encontramos nos machos das espécies *Phlebotomus longipalpis* Lutz et Neiva, 1912 e *P. quinquefer* Dyar, 1929, uma volumosa glândula hipodermal, ainda não mencionada na bibliografia, situada na parte dorsal dos 7.º e 8.º segmentos abdominais (fig. 1; GO). É de interêsse assinalar que no macho de *P. renei* Martins, Falcão et Silva, 1957, êste órgão não ocorre. As fêmeas das três espécies citadas não possuem o epitélio glandular nesta região.

A glândula compõe-se de um grande número de células cilíndricas, de origem hipodermal, formando um epitélio glandular contínuo que, sòmente raras vêzes, inclui células hipodérmicas, não glandulares. A área destas células estende-se sôbre grandes partes dos tergitos dos mencionados segmentos chegando, na região de sua maior largura, quase até as membranas pleurais (fig. 2-n; PL). Sua face interna é revestida pela membrana basal da hipoderme. Na membrana intersegmental entre os 7.º e 8.º segmentos, as células glandulares são mais baixas do que nos tergitos, parcialmente degeneradas e sinciciais como as das demais partes do corpo.

O órgão glandular, considerado do ponto de vista da anatomia funcional, é simples porque não possui nenhum aparelho de proteção ou dispositivos para a distribuição das secreções, formações conhecidas em numerosos lepidópteros (Barth, no prelo) ou de muitas espécies de *Psychodidae* (Feuerborn, 1922), onde, por meio de anexos em forma de evaginações membranosas ou de cerdas e escamas ou protuberâncias, a superfície de evaporação é aumentada. O único recurso de proteção na glândula odorífera dos *Phlebotomus* é a possibilidade de encaixar, parcialmente, o 8.º segmento no 7.º, e êste, por sua vez, no 6.º, por meio de contração dos músculos longitudinais dorsais e ventrais (figs. 2-n; MLD, MLV), dos quais, cada um, se compõe de três fascículos. A cutícula da área glandular é lisa e possui alguns anexos em forma de cerdas falsas. Em cima de cada célula glandular existe uma ligeira depressão circular (fig. 9; DEP), em cujo centro se encontra a abertura de um canal estreito (fig. 9; CAN), que conduz as secreções da célula glandular para a citada depressão, de onde o líquido pode evaporar.

Sôbre a função do órgão não foram feitas observações biológicas; também na bibliografia não encontramos nenhuma indicação. Sendo a glândula uma formação especìficamente masculina, pòdemos supôr, por enquanto, que se trate de um órgão odorífero que possui uma função na aproximação dos sexos, considerando-a como uma glândula cujas secreções estimulam a fêmea antes ou durante a cópula, fato êste já conhecido em certos lepidópteros (Barth, 1958).

As diferenças nos aspectos anatômicos e histológicos do órgão de *Phlebotomus longipalpis* e *P. quinquefer* são mínimas e referem-se apenas ao tamanho das células e à extensão da área glandular.

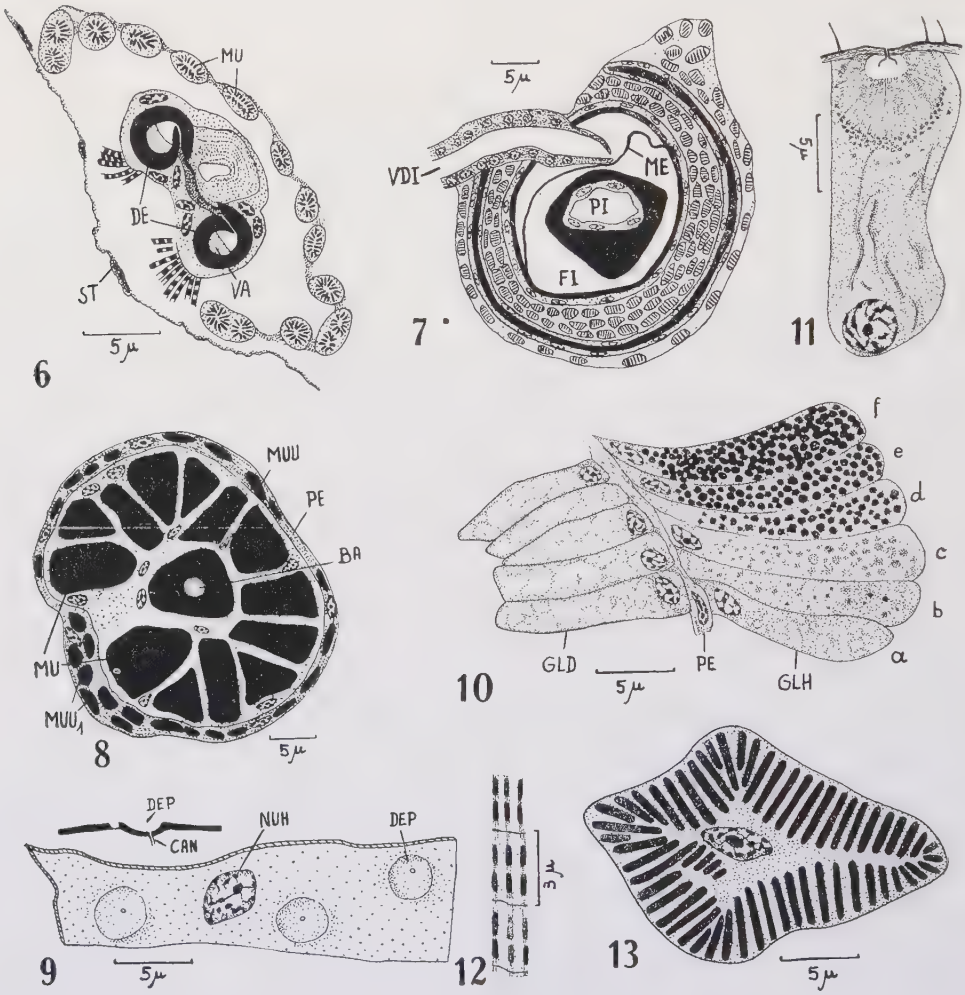


Fig. 6 — Corte transversal do início dos dutos ejaculatórios (DE) (MU = músculos peritoneais; ST = parede do saco traqueal; VA = válvula); fig. 7 — corte transversal da bomba do esperma na altura da desembocadura do vaso deferente impar (VDI) (FI = funil de inserção; ME = membrana do pistilo; PI = pistilo); fig. 8 — corte transversal do bastão do pistilo (BA) com a musculatura do pistilo (MU) e do peritôneo (MUU) (MUU^1 = grupo de fascículos do retrator do pistilo; PE = peritôneo); fig. 9 — cutícula da glândula odorífera, vista de cima (CAN = canal; DEP = depressão; NUH = núcleo da hipoderma); fig. 10 — célula da glândula do vaso deferente (GLD) e da glândula do hilo (GLH) (PE = peritôneo; a-f = fases de secreção) (explicações no texto); fig. 11 — célula da glândula odorífera (explicações no texto); fig. 12 — estriação da musculatura do pistilo; fig. 13 — corte transversal de um fascículo da musculatura do pistilo.

OBSERVAÇÕES HISTOLÓGICAS

a) *Glândula do vaso deferente.*

O vaso deferente, antes da sua entrada no hilo (fig. 3; GLD), possui um epitélio glandular simples, que já mencionamos. A célula glandular é cilíndrica, cinco ou seis vêzes mais alta do que larga. Sua base justapõe-se sôbre a parede peritoneal (fig. 3, PE) do vaso deferente (VD). Tôdas as células apresentam a mesma fase de atividade, não deixando observar qualquer indicação de uma função rítmica (fig. 10, GLD), como foi observada na glândula do hilo (veja a seguir). Na parte basal encontramos o núcleo, relativamente pequeno, porém de aspecto típico de um núcleo glandular ativo com quantidade elevada de líquido nuclear e cromatina em granulações nítidas, maiores e menores, que se justapõem sôbre o retículo endonuclear. Na região basal da célula o protoplasma é denso, não possuindo vacúolos, porém alguns grânulos muito finos (fixação em Bouin-Duboscq-Brasil). O resto do corpo celular consta de numerosos vacúolos menores e grandes. O pólo apical é simples e não tem rabdório.

b) *Glândula do hilo.*

A localização desta glândula já foi descrita. Seu epitélio também é simples e consta de células uniformes, cilíndricas e altas (até 10 vêzes mais alta do que a largura apical). O núcleo, semelhante ao da glândula do vaso deferente, está situado na parte basal da célula (fig. 10; GLH), onde o protoplasma forma uma região compacta, aparentemente sem vacúolos e inclusões.

Ao contrário das observações feitas na glândula do vaso deferente, esta trabalha em rítmo bem acentuado. Na fig. 3 foram cortados dois grupos de células em diferentes fases de atividade (a e c) e um grupo em estado de repouso e regeneração (b). A formação dos produtos celulares inicia-se na zona marginal do grupo das células em repouso e regeneração, que são mais baixas do que as células em atividade (fig. 10; GLH — a). Os primeiros sinais da produção de secreções manifestam-se em forma de numerosos vacúolos, menores e depois maiores, que nunca confluem e que não crescem mais que 1,5μ (em material fixado). No estado seguinte (-b), formam-se no interior dos vacúolos numerosas granulações, muito pequenas, que depois (-c) preenchem tôda a cavidade destes. Êste processo inicia-se na parte apical da célula, correspondendo à idade dos vacúolos que se formam, inicialmente, na região basal da célula, translocando-se, em seguida, em direção à extremidade distal. O número dos vacúolos é grande, de modo que finalmente (-f) mais do que 2/3 do corpo protoplasmático consta de material de secreção. A formação dos grânulos continua e, ao mesmo tempo, acontece uma condensação do material que se manifesta pela afinidade acentuada ao corante (hematoxilina férrica), como se observa nos últimos

três estados da fig. 10; GLH. Não foi observado um aparelho especial para a expulsão das secreções; aparentemente as granulações maduras (-f) atravessam o limite celular no pólo apical devido ao rompimento dêste, pois em células em fase de expulsão a parede apical aparece interrompida ou mesmo destruida, porém neste estado a observação é dificultada pela grande quantidade de grânulos que se amontoam no pólo da célula. Os corpúsculos das secreções, entretanto, são imediatamente dissolvidos quando entram na cavidade do hilo. O meio líquido, contido nesta, como tudo indica, é constituído, provàvelmente, das secreções da glândula do vaso deferente, líquido êste que consideramos como veículo das da glândula do hilo e que serve, simultâneamente, como meio de suspensão para o esperma. Tendo à disposição, apenas, material fixado em Bouin (soluto alcoólico), não podemos dizer nada sôbre a natureza das secreções, porém supomos que a substância produzida nas células da glândula do hilo seja uma forma de albuminóide que, como se sabe, coagula irreversìvelmente em fixadores alcoólicos e não se dissolve nos líquidos intermediários.

c) *Glândula odorífera.*

A célula da área glandular dos 7.º e 8.º segmentos (fig. 11), também de forma cilíndrica, possui um núcleo mais ou menos esférico, em posição extremamente basal da célula. Êste contem cromatina espalhada sôbre a parede nuclear e um nucléolo relativamente grande, bem como grande quantidade de líquido nuclear. O corpo celular (depois da fixação com Bouin-Duboscq-Brasil) tem um protoplasma mais ou menos homogêneo, sem deixar observar vacúolos. Apenas na sua parte apical encontramos pequenos grânulos, irregulares, que se amontoam na zona limiar entre protoplasma e rabdório que se apresenta como uma esfera, composta de macrofibrilas protoplasmáticas, organizadas em forma de raios, que se orientam no sentido de uma cavidade mais ou menos esférica. Esta situa-se no centro da face apical da célula e representa o reservatório celular. Tôda a superfície da célula glandular é revestida por uma cutícula lisa com algumas cerdas falsas. Em cima do reservatório, a cutícula sofre uma depressão em cujo centro há a abertura de um fino canal que atravessa o revestimento, penetrando na cavidade do rabdório, onde se dilata formando uma pequena cúpula, aberta na base. As secreções, acumuladas na circunferência do rabdório, liquefazem-se, aparentemente, no momento da passagem para o rabdório, pois nunca encontramos nenhum sinal de material de secreção entre as fibrilas rabdoriais.

d) *Musculatura.*

A musculatura da pompeta e a dos canais ejaculatórios possuem o mesmo tipo de estriação. A linha "Z" atravessa todo o fascículo como membrana inteira. A região anisotrópica é subdividida por "H", porém

a linha "M" não foi observada. A zona isotrópica é relativamente comprida (fig. 12). Existe ainda uma diferença acentuada entre os músculos da pompeta e os do revestimento dos canais ejaculatórios: os do pistilo já possuem quantidade elevada de sarcoplasma intersticial, porém, a percentagem do material contrátil é ainda de, aproximadamente, 35 a 40% (fig. 13). Nos músculos que acompanham os dutos ejaculatórios, entretanto, não têm mais do que 10% de substância muscular. Êste fato indica que os movimentos da pompeta devem ser acelerados em comparação com os dos protratores dos citados canais e do aedeago, cuja ação deve ser lenta, porém persistente.

RESUMO

O aparelho genital interno do macho de *Phlebotomus longipalpis* compõe-se de dois testículos simples e dos vasos deferentes que se unem em um hilo e continuam, depois, como canal ímpar, penetrando na pompeta que representa uma bomba de sucção e pressão para o transporte do esperma.

Os vasos deferentes, antes de formar o hilo, possuem regiões glandulares. Também uma parte da parede do hilo é glandular. As duas secreções misturam-se na cavidade do hilo onde se realiza a suspensão dos espérmios neste líquido.

A pompeta consta de um corpo de compressão e de um pistilo comprido que penetra neste por ação muscular. Os músculos que comprimem o esperma para dentro dos canais ejaculatórios, localizam-se entre o corpo de compressão e a extremidade do pistilo, de onde partem alguns fascículos de músculos para a antecosta do 5.º segmento abdominal, onde se inserem; êste músculo representa o retrator do pistilo. A construção da pompeta e dos canais ejaculatórios é explicada nos esquemas das figs. 1, 4 e 5.

Nos tergitos dos 7.º e 8.º segmentos abdominais do macho existe uma grande glândula odorífera, de origem hipodermal. Esta foi encontrada em *Phlebotomus longipalpis* e *P. quinquefer*, sendo êste órgão ausente em *P. renei* e nas fêmeas de tôdas as três espécies.

ZUSAMMENFASSUNG

Der innere Geschlechtsapparat des Maennchens von *Phlebotomus longipalpis* setzt sich zusammen aus zwei einfachen Testikeln und den zwei Vasa deferentia, die sich zu einem Hilus vereinen und sich als unpaarer Kanal bis in die Pombeta fortsetzen, die eine Saug-Druck-Pumpe fuer den Transport des Spermas darstellt.

Vor ihrem Eintritt in den Hilus besitzen die Vasa deferentia eine druesige Zone. Ebenfalls ist ein Teil der Wand des Hilus druesiger Natur. Die zwei Sekrete mischen sich in der Hoehlung des Hilus, wo auch die Spermien in der naehmlichen Fluessigkeit suspensiert werden.

Die Samenpumpe besteht aus einem Druckkoerper und einem langen Kolben, der in diesen durch Muskelkontraktion eintritt. Die Muskeln, die das Sperma in die Ductus ejaculatorii pressen, liegen zwischen dem Druckkoerper und dem Ende des Kolbens, von wo einige Muskelbuendel zur Antecosta des fuenften Segments ziehen, wo sie inserieren; sie stellen den Retraktor des Kolbens dar. Der Aufbau der Samenpumpe und der Ductus ejaculatorii geht aus den Schemata der Figuren 1, 4 und 5 hervor.

In den Tergiten des siebten und achten Segments der Maennchen liegt eine grosse Duftdruese hypodermaler Herkunft. Sie wurde bei *Phlebotomus longipalpis und P. quinquefer,* nicht aber bei *P. renei* festgestellt. Den Weibchen dieser drei Arten fehlt die Druese .

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Barth, R., 1958, Estímulos químicos como meio de comunicação entre os sexos em Lepidópteros. *An. Acad. Brasil. Cien.*, 30: 343-362.

Barth, R., Os órgãos odoríferos dos Lepidópteros. Bol. n.º 7 Parque Nacional do Itatiaia, Min. Agricultura, Rio de Janeiro (no prelo).

Feuerborn, H. J., 1922, Der sexuelle Reizapparat der Psychodiden. *Arch. Naturg.*, 88A (4): 1-137, 39 figs.

Grassi, B., 1907, Ricerche sui Flebotomi. *Mem. Soc. Ital. Sci.*, (3), 14: 353-394.

Newstead, R., 1911/12, The papataci flies (Phlebotomus) of the Maltese Islands. *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, 2: 47-78, 3 pls.

Perfiljew, P. P., 1929, Zur vergleichenden Anatomie von Phlebotomus (Dipt., Psych.). *Z. Parasitenk.*, 1: 437-475, 36 figs.

SÔBRE O ÓRGÃO ABDOMINAL GLANDULAR DE *ARILUS CARINATUS* (FORSTER, 1771) (Heteroptera, Reduviidae) *

RUDOLF BARTH
Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Guanabara

(Com 10 figuras no texto)

O cheiro repugnante de numerosos Heterópteros, muitas vêzes mencionado na bibliografia, é produzido pelas glândulas, bem conhecidas em várias espécies, e que se encontram, nas larvas, dorsalmente nos primeiros segmentos do abdômen e, nos adultos, lateralmente no metatórax, em geral perto das metacoxas. Encontramos, além de uma glândula do tipo repugnatório, na fêmea de *Arilus carinatus,* um órgão de função aparentemente glandular, situado na parte posterior do 8.º segmento abdominal. O aparelho, quando em repouso, está escondido no interior do corpo, é espremido no momento de perigo e emite um cheiro intenso e desagradável que lembra o do acetileno (C_2H_2).

Na ocasião de uma viagem através dos Estados de Paraná e Santa Catarina, em abril de 1960, encontramos uma fêmea desta espécie, que espremiu, no momento da captura, o órgão em questão atrás do 8.º segmento abdominal. Êste apresenta-se como duas vesículas membranosas, de côr vermelha viva e forma elipsóide (fig. 1). O citado cheiro de acetileno adere ao dedo quando se passa sôbre as vesiculas, excluindo assim a possibilidade de confundi-lo com o da secreção da glândula repugnatória torácica. A qualidade do cheiro desta última glândula, que constatamos depois da dissecção do abdômen para a fixação, não é desagradável, porém ligeiramente ácido-aromático, lembrando-nos o das folhas de laranjeira. Não tivemos à disposição um macho vivo desta espécie, de modo que não sabemos se se trata de um caráter sexual terciário ou de um órgão de função ecológica, pertencente aos dois sexos.

Êste órgão ainda não foi descrito, nem mencionado na bibliografia, de modo que consideramos necessária uma descrição minuciosa da sua anatomia e histologia; ainda mais porque se trata de um tipo de glân-

---

* Recebido para publicação a 18 de agôsto de 1960.
Trabalho do Instituto Oswaldo Cruz (Divisão de Zoologia Médica) realizado com auxílio do Conselho Nacional de Pesquisas.

dula que difere muito de tôdas as outras glândulas encontradas em Heterópteros e mesmo em tôdas as ordens de Insetos.

O professôr Dr. Angelo da Costa Lima chamou nossa atenção para os anexos do 8.º segmento abdominal das fêmeas de muitas espécies do gênero *Apiomerus;* trata-se, porém, de formações dos esternitos, que não correspondem aos órgãos abdominais mencionados em *Arilus*. A classificação da espécie foi feita pelo Dr. Herman Lent, a quem agradecemos cordialmente nesta ocasião.

Durante a observação do exemplar vivo, o animal conseguiu penetrar seus estiletes na ponta do dedo. A dor é intensa e irradia, ràpidamente, até o antebraço, amainando, porém, dentro de alguns minutos. Durante duas horas a flexibilidade das articulações do dedo foi reduzida e o lugar da picada ficou sensível durante alguns dias. Formou-se no lugar da inoculação, uma hemorragia de 3 mm de diâmetro.

OBSERVAÇÕES ANATÔMICAS E HISTOLÓGICAS

Supúnhamos, inicialmente, que as vesículas vermelhas protráteis, provadas como fonte do forte cheiro de acetileno, abrigavam um tecido glandular. A fim de localizar um epitélio glandular, foi feita uma série de cortes da região posterior do abdômen. Concentramos, inicialmente, nosso interêsse na hipoderme das vesículas, que foram fixadas em estado espremido (fig. 2, BL). Constatamos, aqui, dois tipos diferentes de células hipodérmicas. A maior parte da parede da vesícula é revestida por uma camada hipodermal, cujas células, entretanto, são ainda individualizadas, porém possuem altura reduzida e núcleos inativados. Temos de considerá-las como células hipodérmicas normais que não deixam observar nenhuma função glandular. Um outro grupo de células, de aspecto bem diferente, ocupa uma região, dobrada mais fortemente, situada na parte anterior da extremidade da vesícula (veja seta na fig. 1 e fig. 3c, HD). Trata-se de células mais ou menos cúbicas (fig. 4) que, entretanto, são consideràvelmente mais altas do que as das demais partes da parede da vesícula, mas que, a respeito do protoplasma e núcleo, não podem ser consideradas como glandulares. Devido a sua forma, relativamente alta, podemos supor que elas, em estado de completa dilatação da parede da vesícula, sofrem uma dilatação mecânica diminuindo, então, sua altura; fato êste que não pode ser observado em material fixado em virtude do choque que o protoplasma sofre no início da fixação. A parede da vesícula, no seu lado interno, é provida de um grande número de feixes musculares (fig. 3), que funcionam como retratores da mesma.

Examinando a série de cortes da parte apical da vesícula, constatamos que a região, fortemente dobrada, penetra no interior do órgão, formando uma invaginação (fig. 3 a-d), cujas células continuam a ser do mesmo tipo. Esta invaginação atravessa tôda a vesícula em direção centrípeta (fig. 2, RT) e em forma de um tubo ectodérmico, revestido de cutícula fina (fig. 3 d, RT). Ao chegar à parede do corpo, a vesícula forma um estrangulamento como um pescoço (fig. 2, HA). Observa-se, nesta região, que a parede da vesícula se continua na membrana inter-

segmental (MI) entre os 8.º e 9.º segmentos abdominais. O tubo de invaginação (RT) prossegue em direção ao interior do corpo, inclinando-se logo após a entrada no corpo para a frente. Seu diâmetro aumenta muito e contìnuamente. Na zona limitante entre o 8.º e o 7.º segmento, o tubo aproxima-se da vesícula retal e abre-se depois para o interior desta (fig. 2).

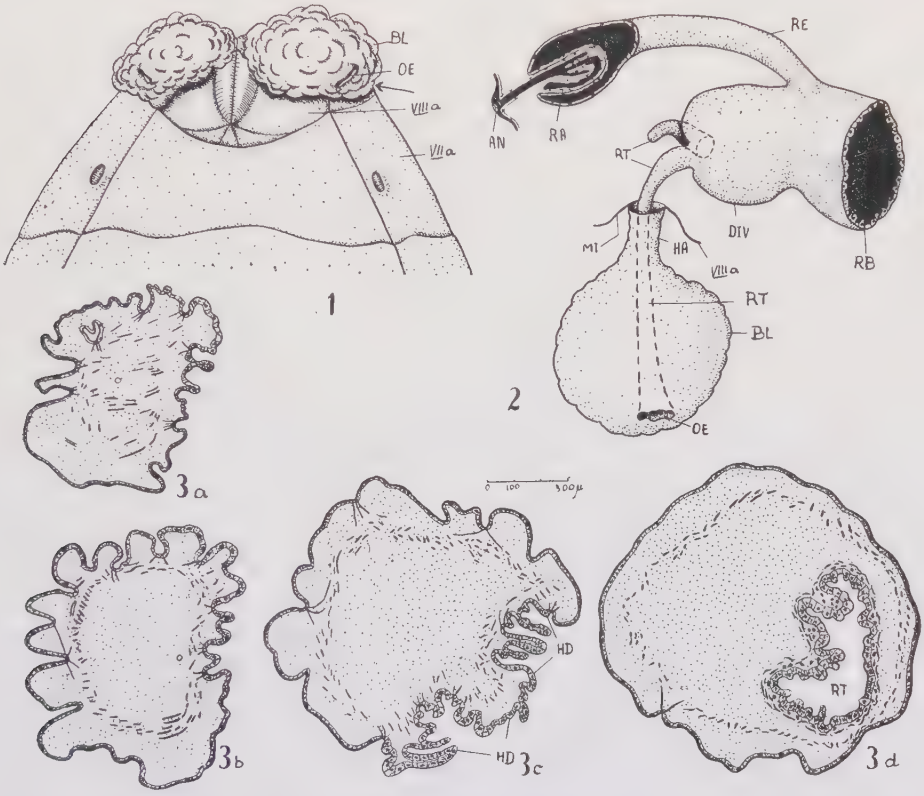


Fig. 1 — Esquema dos últimos segmentos abdominais com as vesículas espremidas, vista ventral (BL = vesícula; OE = abertura do tubo retal; VIIa, VIIIa = 7.º e 8.º segmentos abdominais); (Schema der Ventralansicht der letzten Abdominalsegmente mit ausgestuelpten Blasen. BL — Blase; OE — Oeffnung des Rektaltubus; VIIa, VIIIa — 7. und 8. Abdominalsegment); fig. 2 — esquema do órgão glandular, visto de lado (AN = ânus; BL = vesícula; DIV = divertículo; HA = estrangulamento da vesícula; MI = membrana intersegmental; OE = abertura do tubo retal; RA = aparelho retal; RB = vesícula retal; RE = reto; RT = tubo retal; VIIIa = ventrito do 8.º segmento abdominal); (Schema des Druesenorgans in Seitenansicht. AN — Anus; BL — Blase; DIV — Divertikel; HA — Hals der Blase; MI — Intersegmentalmembran; OE — Oeffnung des Rektaltubus; RA — Rektalapparat; RB — Rektalblase; RE — Rektum; RT — Rektaltubus; VIIIa — Ventrit des 8. Abdominalsegments); fig. 3 — quatro cortes transversais da vesícula. Em *c* foi cortada a abertura do tubo retal (HD), em *d* um corte transversal do tubo (RT); (Vier d ist der Tubus transversal getroffen).

O corte transversal do corpo mostra a existência de um profundo estrangulamento na parte posterior da vesícula retal (fig. 5, RB) e, por isso, de um volumoso divertículo (DVI). Nesta incisão encontra-se um acúmulo de músculos anulares que são capazes de isolar a cavidade do divertículo da vesícula retal, funcionando como um esfíncter. A hi-

poderme do divertículo (fig. 6) é um tecido tìpicamente glandular e de origem ectodérmica. Embaixo da cutícula, fina e fortemente dobrada (CU), encontram-se células cilíndricas altas cujas extremidades apicais são separadas uma da outra por meio de grandes espaços intercelulares (IN). Os grandes núcleos celulares são, mais ou menos, esféricos, apre-

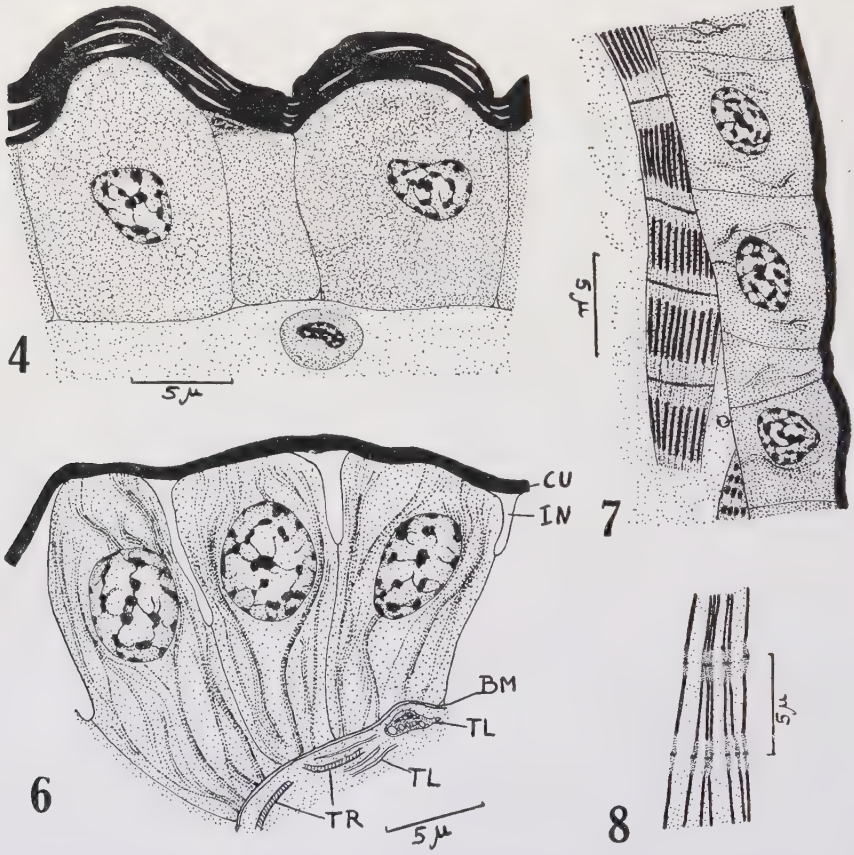


Fig. 4 — Hipoderme da região da fenda da abertura do tubo retal; (Hypodermis aus der Region des Muendungsspaltes des Rektaltubus); fig. 6 — três células glandulares do divertículo retal (BM = membrana basal; CU = Cutícula; IN = espaços intercelulares; TL = traquéolas; TR = traquéias); (Drei Druesenzellen des Rektaldivertikels. BM — Basalmembran; CU — Cuticula; IN — interzellulaere Raeume; TL — Tracheolen; TR — Tracheen); fig. 7 — três células da parede da vesícula retal com musculatura reforçada; (Drei Zellen der Wand der Rektalblase mit verstaerkter Muskulatur); fig. 8 — parte da musculatura do tubo retal; (Teil der Muskulatur der Rektaltuben).

sentando o aspecto típico de núcleos ativos de células glandulares. O protoplasma possui fortes feixes de filamentos que percorrem tôda a célula, circundando o núcleo. Não existe um rabdório. A membrana é espessa, porém não de composição celular. Em justaposição sôbre esta, encontram-se freqüentemente acúmulos de traquéias (TR) e células terminais com numerosas traquéolas verdadeiras (TL), bem como alguns hemócitos.

A hipoderme glandular continua ainda, através do estrangulamento em forma de esfíncter, para o interior da vesícula retal, tornando-se as células, contìnuamente, mais baixas até que estas, finalmente, reves-

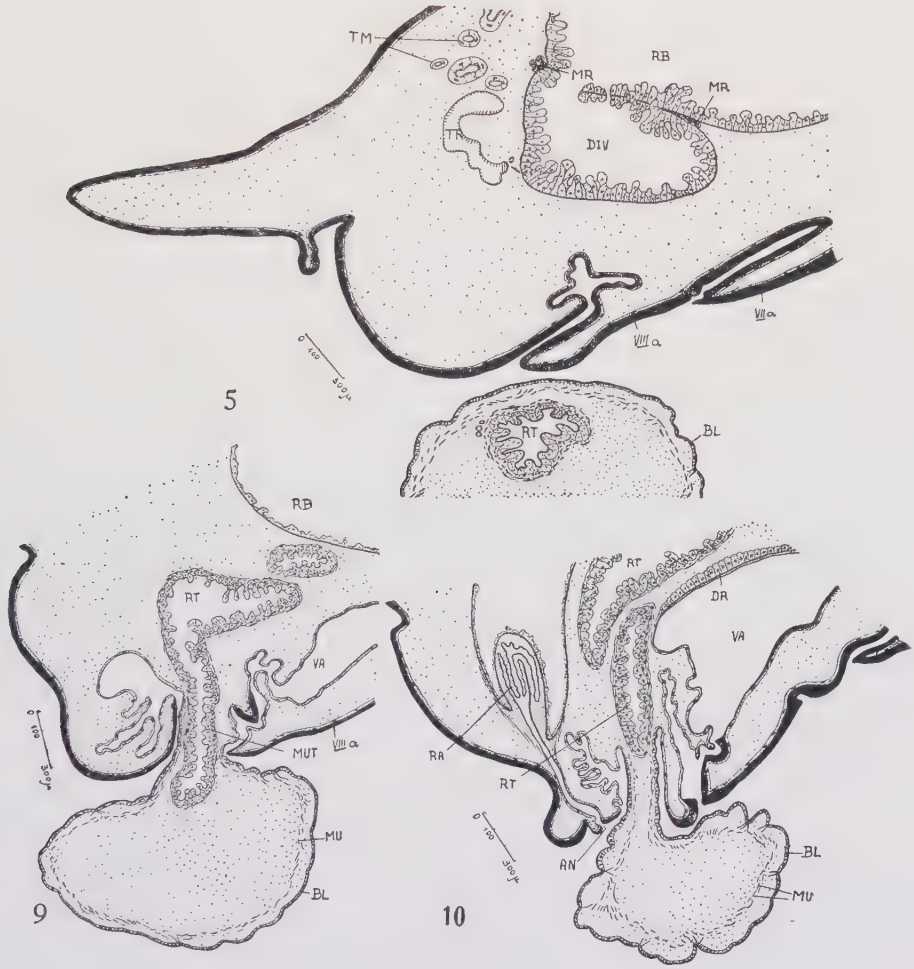


Fig. 5 — Corte sagital semiesquemático da extremidade do abdômen, ao lado da abertura vaginal (BL = vesícula; DIV = divertículo; MR = musculatura anular; RB = vesícula retal; RT = tubo retal; TM = tubos de Malpighi; TR = traquéia; VIIa, VIIIa = 7.º e 8.º segmentos abdominais). (Halbschematischer Sagitalschnitt durch das Abdomenende, seitlich der Vaginaloeffnung. BL — Blase; DIV — Divertikel; MR — Ringmuskeln; RB — Rektalblase; RT — Rektaltubus; TM — Malpighische Gefaesse; TR — Trachee; VIIa-VIIIa — 7. und 8. Abdominalsegment); fig. 9 — corte sagital semiesquemático da extremidade do abdômen na altura das bordas laterais da abertura vaginal (BL = vesícula; MU = músculos hipodermais da vesícula; MUT = musculatura do tubo retal; RB = vesícula retal; VA =vagina; VIIIa = 8.º segmento abdominal). (Halbschematischer Sagitalschnitt durch das Abdomenende in Hoehe der Seitenraender der Vaginaloeffnung. BL — Blase; MU — Hautmuskeln der Blase; MUT — Muskulatur des Rektaltubus; RB — Rektalblase; VA — Vagina; VIIIa — 8. Abdominalsegment); fig. 10 — corte sagital semiesquemático mediano da extremidade do abdômen (AN = ânus; BL = vesícula; DR = glândula da vagina; MU = músculos hipodermais da vesícula; RA = aparelho retal; RT = tubo retal; VA = vagina). (Halbschematischer medianer Sagitalschnitt durch das Abdomenende. AN — Anus; BL — Blase; DR — Vaginaldruese; MU — Hautmuskeln der Blase; RA — Rektalapparat; RT — Rektaltubus; VA — Vagina).

tem em forma de células hipodérmicas típicas (fig. 7) a parte restante da vesícula retal. A forte musculatura da última observa-se, também, no divertículo; aparece porém, aqui, mais fraca e possui maior quantidade de sarcoplasma, que separa os feixes de fibrilas um do outro (fig. 8). Encontramos, inicialmente, ainda uma hipoderme glandular como revestimento dos tubos retais que atravessam as duas vesículas protráteis (figs. 9 e 10). Mais em direção apical, entretanto, as células dos tubos são mais baixas, não sendo mais glandulares, apresentando, então, o aspecto das células da fig. 4, descritas anteriormente.

DISCUSSÃO

Segundo os resultados das observações anatômicas e histológicas, a vesícula da membrana intersegmental é espremida por um aumento da pressão da hemolinfa. Com isso, o tubo retal que, quando em repouso, é algumas vêzes dobrado, estica-se dando passagem livre às secreções das células glandulares do divertículo retal que se espalham sôbre a superfície da vesícula, onde evaporam. Depois, o órgão volta à sua posição de repouso devido a contração da musculatura hipodermal da vesícula e da espessa camada de músculos longitudinais dos tubos retais (fig. 9, MUT), esta homóloga à *muscularis* do proctódeo. Fica ainda duvidosa a questão: se a musculatura anular, situada entre a vesícula retal e o divertículo, é suficiente para causar uma obstrução entre estas duas partes, ou se as secreções entram, também, na vesícula retal que, neste caso, podia ser considerada como um reservatório dos produtos glandulares, fato êste que explicaria a ausência de fezes nesta parte do ducto intestinal.

Merece nosso interêsse especial o fato de que as células hipodérmicas da parede da vesícula sempre são bem individualizadas. Isto leva-nos à suposição de que, inicialmente, a glândula seria puramente epidermal, limitando-se à hipoderme da membrana intersegmental. Não sabemos nada de como se realizou, posteriormente, o contato com o tecido do proctódeo. A única maneira de interpretação é que, talvez, na ocasião da expulsão das membranas glandulares, uma parte da região retal tenha sido forçada a penetrar na vesícula, onde se estendeu até a extremidade desta, abrindo-se aí e entrando em contato com a parede, que representa também um tecido ectodérmico.

Podemos, de outro lado, excluir a possibilidade de migração de dilatações retais, pois as vesículas pertencem à membrana intersegmental do 8.º segmento, o ânus, porém, ao 10.º segmento. Precisamos ainda de muitas observações comparativas, em órgãos semelhantes de outras espécies, para poder explicar definitivamente a origem destas formações, até hoje desconhecidas. Nesta comunicação queremos, sòmente, publicar a descrição dêste novo tipo glandular.

RESUMO

Descreve-se um órgão glandular, encontrado na fêmea de *Arilus carinatus,* de um tipo ainda desconhecido em insetos. Localiza-se, em forma de um saco membranoso, nos dois lados da linha ventral, entre os 8.º e 9.º segmentos abdominais. O órgão é expulso por um aumento da pressão interna da cavidade abdominal e volta ao estado de repouso, no interior do corpo, por meio de contração muscular. A vesícula retal volumosa forma, em direção distal, um amplo divertículo, do qual partem dois "tubos retais" que penetram nas vesículas membranosas, tendo na superfície destas uma abertura em forma de fenda. A hipoderme do divertículo, bem como a de uma região da vesícula retal e da parte basal dos tubos retais, é glandular. A secreção possui um cheiro intenso e ardido que lembra o gás de acetileno. Trata-se, provàvelmente, de uma glândula repugnatória. Não se sabe nada sôbre a ocorrência do aparelho no macho e em outras espécies de Reduviídeos.

ZUSAMMENFASSUNG

Es wird ein druesiges Organ beim Weibchen von *Arilus carinatus* beschrieben, dessen Typ bei Insekten noch nicht bekannt ist. Es liegt als ein membranoeser Sack beiderseits der Ventrallinie zwischen dem 8. und 9. Abdominalsegment. Es wird durch Erhoehung des Blutdrucks ausgestuelpt und durch Muskelkontraktion zurueckgezogen, so dass es in der Ruhelage im Koerperinneren verborgen liegt. Die umfangreiche Rektalblase bildet distal einen grossen Divertikel, von dem zwei "Rektaltuben" ausgehen, die in die Blase eintreten und auf deren Oberflaeche spaltfoermig muenden. Die Hypodermis des Divertikels, eines Teils der Rektalblase und der basalen Teile der Rektaltuben ist druesig. Das Sekret hat einen intensiven, brennenden Geruch, der an Azetylengas erinnert. Es wird vermutet, dass es sich um eine Wehrdruese handelt. Es ist noch unbekannt, ob das Organ sich auch beim Maennchen und bei anderen Reduviiden-Arten findet.

SÔBRE O *PARALECITHODENDRIUM LILIPUTIANUM* TRAVASSOS, 1928 (Trematoda)*

J. F. TEIXEIRA DE FREITAS
Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Guanabara

(Com 21 figuras no texto)

Tivemos a oportunidade, no decorrer do ano de 1958, de colhêr, com nosso auxiliar Sr. Paulo de Freitas Lobo, no intestino delgado de *Molossus obscurus* Et. Geoff., alguns espécimes de trematódeos que julgamos pertencerem à espécie *Paralecithodendrium liliputianum,* descrita por Travassos em 1928.

A observação dêsse material levou-nos ao estudo do material tipo da espécie de Travassos, que incluimos agora no gênero *Edcaballerotrema* Freitas, 1960. Êste gênero deve ser considerado na família *Anenterotrematidae* Yamaguti, 1958.

No presente trabalho reproduzimos a diagnose de *Edcaballerotrema* Freitas, 1960, bem como a descrição de *Edcaballerotrema eduardocaballeroi* Freitas, 1960, à qual adicionamos um quadro de medidas e várias figuras originais, que ampliam objetivamente os conhecimentos que dela possuimos. A seguir redescrevemos *Paralecithodendrium liliputianum* Travassos, 1928, sob o nome de *Edcaballerotrema liliputianum* (Travassos, 1928) comb. n.

Ao Dr. P. E. Vanzolini, do Departamento de Zoologia da Secretaria de Agricultura do Estado de São Paulo, agradecemos a determinação do quiróptero *M. obscurus* Et. Geoff.

Edcaballerotrema Freitas, 1960

Edcaballerotrema Freitas, 1960: 129

Anenterotrematidae. Trematódeos pequenos: cutícula não espinhosa; células glandulares sub-cuticulares numerosas; ventosas quase iguais; ventosa oral ventral. subterminal; acetábulo equatorial, mediano; faringe ausente; cecis intestinais ausentes; poro genital mediano, na zona

* Recebido para publicação a 25 de agôsto de 1960.
Trabalho do Instituto Oswaldo Cruz (Divisão de Zoologia Médica) realizado com auxílio do Conselho Nacional de Pesquisas.

compreendida entre as ventosas; bôlsa do cirro deslocada lateralmente ou não, pré-acetabular total ou parcialmente; vagina bem constituida, oposta à bôlsa do cirro; testículos lisos, com zonas coincidentes e campos afastados, situados em parte na região posterior da zona acetabular; ovário liso, sub-lateral, parcialmente na zona testicular ou pós-testicular; espermateca sub-lateral, na zona ovariana; glândula de Mehlis e canal de Laurer não observados; alças uterinas pós-acetabulares e também pré-testiculares, nas regiões laterais da zona acetabular; ovos operculados, amarelados, com casca lisa; vitelinos com folículos pequenos, laterais, na zona da bôlsa do cirro; vesícula excretora não observada; poro excretor terminal. Parasitos de *Chiroptera*.

Espécie tipo — *E. eduardocaballeroi* Freitas, 1960.

Outra espécie — *E. liliputianum* (Travassos, 1928) comb. n.

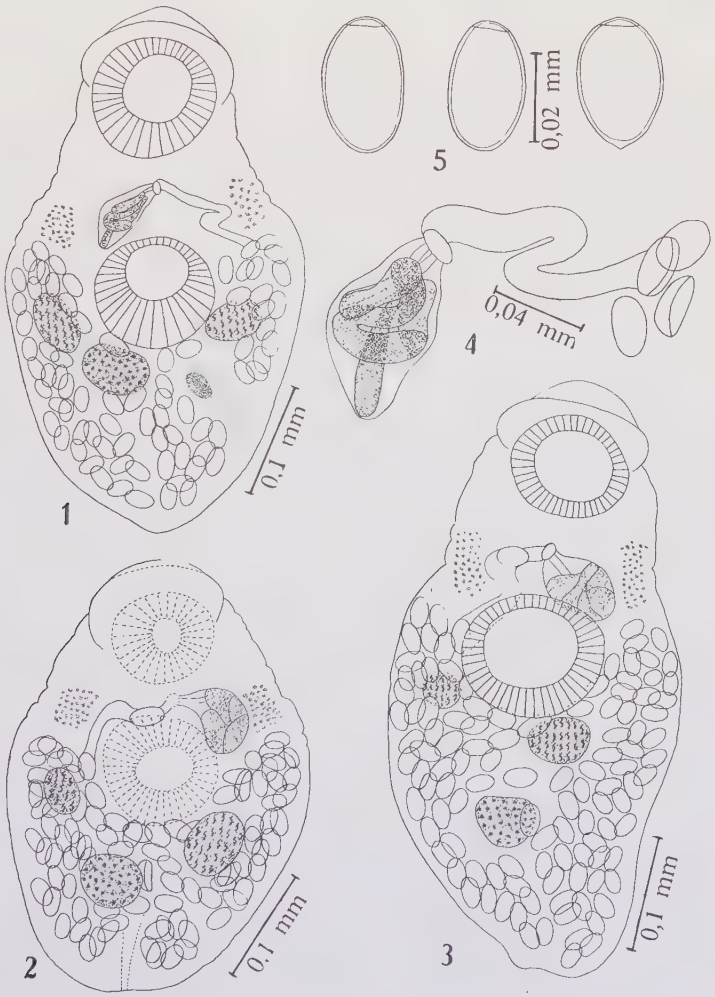
Edcaballerotrema eduardocaballeroi Freitas, 1960

(Figs. 1-8)

Edcaballerotrema eduardocaballeroi Freitas, 1960: 129-131, fig. 1

Trematódeos pequenos, com a região anterior do corpo geralmente menos larga que a posterior; medem 0,30 a 0,53 mm de comprimento por 0,22 a 0,27 mm de maior largura. Cutícula sem espinhos. Células glandulares sub-cuticulares presentes e muito numerosas; estendem-se por todo o corpo, sendo mais densas em sua porção pré-acetabular. Extremidade anterior com um rebordo saliente arredondado, sub-dorsal, que em espécime muito comprimido forma, lateralmente, duas saliências agudas, bastante nítidas. Ventosa oral subterminal, ventral, com 0,067 a 0,101 mm de comprimento por 0,092 a 0,113 mm de largura. Acetábulo situado na zona média do corpo, com 0,088 a 0,105 mm de comprimento por 0,092 a 0,122 mm de largura, podendo ser levemente maior ou menor que a ventosa oral. A relação média entre a ventosa oral e o acetábulo varia de 1:0,98 a 1:1,16. Faringe ausente. Cecos intestinais não evidenciados. Poro genital mediano, situado na zona compreendida entre as ventosas. Bôlsa do cirro geralmente deslocada lateralmente, às vêzes mediana; pode ser quase totalmente pré-acetabular ou invadir mais ou menos a zona e a área acetabulares; mede 0,034 a 0,055 mm de comprimento por 0,042 a 0,063 mm de largura; encerra cirro bem constituido, porém curto, região prostática mal evidenciada e vesícula seminal enovelada e longa. Testículos de contôrno liso, arredondados ou mais ou menos ovóides, com zonas total ou parcialmente coincidentes e campos afastados; ocupam geralmente a porção posterior da zona acetabular, podendo ou não invadir a área dessa ventosa. O testículo situado próximo ao ovário mede 0,034 a 0,050 mm de comprimento por 0,029 a 0,050 mm de largura; o testículo oposto mede 0,034 a 0,036 mm por 0,034 a 0,050 mm. Ovário sub-lateral, mais ou menos arredondado, com zona parcialmente coincidente ou afastada da zona testicular, quando, então, é totalmente pós-testicular; pode, raramente, invadir a área acetabular

e mede 0,034 a 0,050 mm de comprimento por 0,042 a 0,055 mm de largura. Espermateca presente, porém de observação difícil; é sub-lateral e fica situada na zona ovariana. Glândula de Mehlis não evidenciada. Canal de Laurer não observado. Útero formando alças que ocupam a região posterior do corpo; anteriormente invade as áreas laterais da zona acetabular com alças pré-testiculares. Ovos operculados, amarelados, de casca lisa; medem 0,027 a 0,034 mm de comprimento por 0,017 a 0,021 mm de largura. Vagina bem constituida, porém com paredes delgadas. Vitelinos de observação muito difícil; são constituidos por



Edcaballerotrema eduardocaballeroi Freitas, 1960 — Fig. 1: Total, vista ventral (tipo, n.º 23.655 a da Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz), segundo Freitas, 1960; fig. 2: total, vista dorsal (parátipo, n.º 23.655 a da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz); fig. 3: total, vista ventral (parátipo n.º 23.655 b da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz); fig. 4: bôlsa do cirro e vagina (tipo, n.º 23.655 a da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz); fig. 5: ovos (parátipo, n.º 23.655 c da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz). (Figs. 2-5 originais).

folículos pequenos, situados lateralmente na zona da bôlsa do cirro. Vesícula excretora não observada com detalhe. Poro excretor terminal.

Habitat — Intestino delgado de *Eumopis glaucinus* (Wagner).

Distribuição geográfica — S. Paulo (Capital), Brasil.

Desta espécie, cujos tipos e parátipos estão incluidos na Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz sob o número 23 655a-c, damos, no Quadro I, diversas medidas individuais, além de figuras originais.

QUADRO I

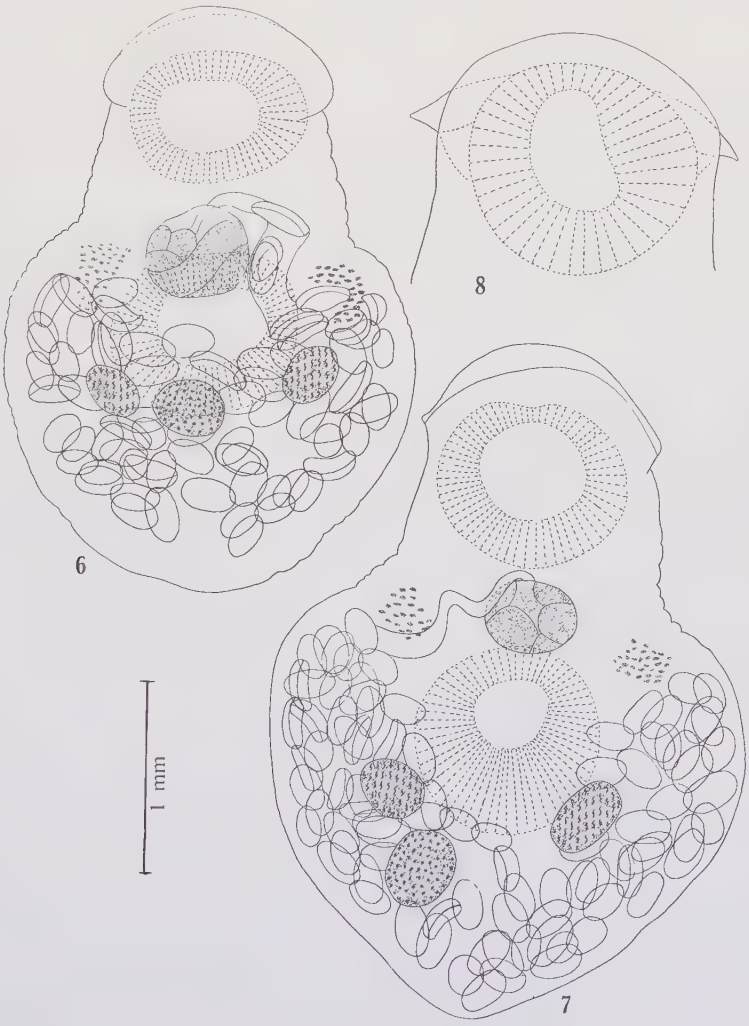
Edcaballerotrema eduardocaballeroi Freitas, 1960
(Medidas em mílimetros)

Espécime	Tipo	Parátipo	Parátipo	Parátipo	Parátipo
Col. Helm. I. O. C. n.º	23 655 a	23 655 a	23 655 a	23 655 a	23 655 b
Comprimento	0,45	0,39	0,30	0,36	0,53
Largura	0,27	0,27	0,22	0,25	0,27
Ventosa oral	0,101 x 0,109	0,088 x 0,092	0,067 x 0,097	0,084 x 0,097	0,105 x 0,113
Acetábulo	0,101 x 0,105	0,101 x 0,109	0,088 x 0,092	0,097 x 0,097	0,105 x 0,122
Bôlsa do cirro	0,050 x 0,063	0,050 x 0,063	0,055 x 0,055	0,034 x 0,042	0,050 x 0,063
Testículos	0,046 x 0,029 0,038 x 0,042	0,.50 x 0,050 0,042 x 0,038	0,034 x 0,034 0,038 x 0,034	0,038 x 0,034 0,046 x 0,050	0,042 x 0,046 0,034 x 0,034
Ovário	0,042 x 0,050	0,046 x 0,055	0,034 x 0,042	0,050 x 0,050	0,042 x 0,050
Ovos	0,027 x 0,018	0,034 x 0,019	0,030 x 0,019	0,027 x 0,021	0,030 x 0,017
Relação média ventosas	1:0,98	1:1,16	1:1,09	1:1,07	1:1,03

Edcaballerotrema liliputianum (Travassos, 1928) comb. n.
(Figs. 9-21)

Paralecithodendrium liliputianum Travassos, 1928: 191-192, est. 26, figs. 8-9
Paralecithodendrium liliputianum Pande, 1935: 87
Lecithodendrium liliputianum Pande, 1935: 89, 97
Prosthodendrium liliputanum Bhalerao, 1936: 216 (*sic*)
Prosthodendrium liliputianum Macy, 1936: 353, 354, 356, 358
Prosthodendrium lilliputianum Dollfus, 1937: 14 (*sic*)
Prosthodendrium liliputianum Macy, 1938: 292
Prosthodendrium liliputianum Caballero, 1943: 182

Prosthodendrium lilliputianum Lent, Freitas & Proença, 1945: 503 (*sic*)
Prosthodendrium lilliputianum Seamster & Stevens, 1948: 110 (*sic*)
Prosthodendrium dliliputianum Skarbilovich, 1948; 391, fig. 205 (*sic*)
Prosthodendrium liliputianum Skarbilovich, 1948: 394
Prosthodendrium liliputianum Dollfus, 1954: 629
Prosthodendrium lilliputianum Dubois, 1955: 484, 496 (*sic*)
Prosthodendrium liliputianum Sogandares-Bernal, 1956: 201, 202
Prosthodendrium liliputianum Simha, 1958: 180
Prosthodendrium liliputianum Yamaguti, 1958: 822



Edcaballerotrema eduardocaballeroi Freitas, 1960 — Fig. 6: Total, vista dorsal (parátipo, n.º 23.655 a da Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz); fig. 7: total, vista dorsal (parátipo, n.º 23.655 a da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz); fig. 8: extremidade anterior (parátipo, n.º 23.655 c da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz). (Tôdas as figuras originais na mesma escala)

Histórico — Esta espécie foi descrita em 1928, por TRAVASSOS, da seguinte maneira:

"Parasito de dimensões muito reduzidas e muito difícil de observar, de corpo piriforme; mede cêrca de 0,28 a 0,29 mm de comprimento por uma largura de 0,17 a 0,20 mm; ventosas relativamente grandes, medindo o acetábulo cêrca de 0,11 mm de diâmetro, equatorial, a cêrca de 0,032 a 0,040 mm do rebordo posterior da ventosa oral; ventosa oral subterminal, com cêrca de 0,080 a 0,088 mm de diâmetro; faringe não poude ser observada; cecos transversais, muito curtos; poro genital pré-acetabular, mediano; vesícula seminal grande, oblíqua, na zona e às vêzes na área acetabular; testículos com zonas coincidindo e coincidindo parcialmente com a zona acetabular, campos afastados, de forma redonda e de contôrno regular, medem mais ou menos 1/3 a 1/2 do diâmetro acetabular; ovário pós-testicular com zona coincidindo parcialmente com a zona testicular e em contato com a zona acetabular, campo afastado dos campos testiculares mas coincidindo com o campo acetabular; a glândula de Mehlis não poude ser observada; vitelinos mal visíveis, pré-acetabulares, na zona da ventosa oral e no campo dos testículos; útero muito desenvolvido ocupando quase todo o corpo do parasito; ovos relativamente muito grandes, de casca espêssa e de côr amarelo castanho, medem cêrca de 0,029 a 0,032 mm de comprimento por 0,016 a 0,018 mm de maior largura. *Habitat* — Intestino delgado de *Peropteryx canina* Wied. Proveniência — Angra dos Reis, Estado do Rio (necrópsia n.º 4 304)."

TRAVASSOS deu duas figuras (figs. 8 e 9) nas quais se observa a ausência da faringe e dos cecos intestinais, que, de acôrdo com nossos estudos, não existem. Na figura 8 o acetábulo é levemente menor que a ventosa oral; na fig. 9 o acetábulo é maior.

TRAVASSOS referiu como hospedador *Peropteryx canina* Wied (necrópsia n.º 4 304); entretanto, êste não deve ser o hospedador da espécie porquanto no registro das necrópsias consta, no n.º 4 304, "morcego *Molossidae*". *Peropteryx canina* Wied é um *Emballonuridae* e não um *Molossidae*. Êste engano deve ter sido oriundo de confusão de rótulos, segundo informação verbal do Prof. TRAVASSOS. O espécime n.º 4 304, hoje perdido, pois não foi incluido na Coleção de *Chiroptera* do antigo Museu Paulista, obriga-nos a ter como hospedador tipo *Molossidae sp.**

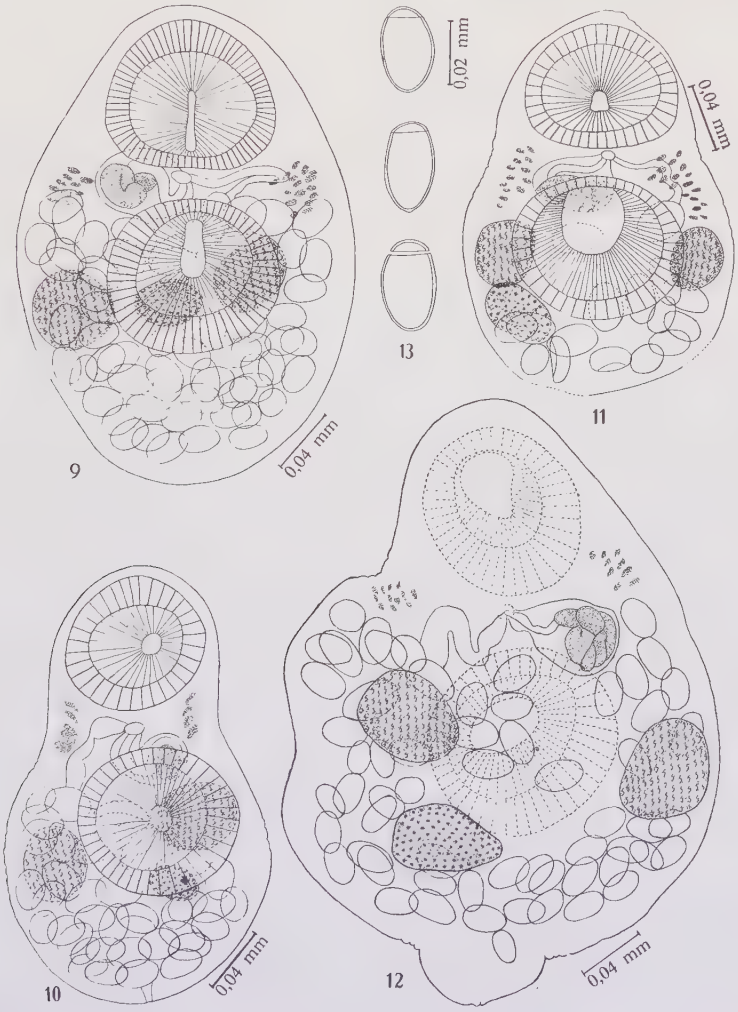
---

* Esta mesma orientação deve ser seguida para os trematódeos *Castroia silvai* Travassos, 1928 e *Castroia amplicava* Travassos, 1928, espécies de *Lecithodendriidae* obtidas no mesmo quiróptero.

É interessante assinalar que, nos *Lecithodendriidae* parasitos de morcegos, encontramos equívoco na determinação de hospedador ou determinações completadas após a descrição do trematódeo parasito. Assim: a) *Prosthodendrium oligolecithum* Manter & Debus, 1945 tem como hospedador tipo *Pipistrellus subflavus subflavus* (Cuv.) e não *Myotis californicus* (Audub. & Bach.) (*cf.* DUBOIS, 1955: 488; *cf.* JONES Jr., 1957); b) *Acanthatrium macyi* Sogandares-Bernal, 1956 tem como hospedador tipo *Pipistrellus savii coreensis* Imaizumi (na descrição original referido como *Pipistrellus* sp.) (*cf.* JONES Jr., 1957); c) *Ochoterenatrema caballeroi* Freitas, 1957 tem como hospedador tipo *Molossops planirostris paranus* Thomas (na descrição original referido como *Molossops* sp.) (*cf.* FREITAS, 1960: 131). Agora, em *Edcaballerotrema liliputianum, Castroia silvai* e *Castroia amplicava* registramos fato inverso: deixam estas espécies de ter hospedador tipo determinado, passando a possuí-lo como *Molossidae* sp.

Em 1935 Pande, considerando *Paralecithodendrium* Odhner, 1911 sinônimo de *Lecithodendrium* Looss, 1896, passou a espécie de Travassos para êste último gênero; definiu-a em chave, com caracteres: ovário pós-acetabular; pseudo-bôlsa do cirro entre o acetábulo e a bifurcação intestinal; ventosas relativamente maiores em proporção ao tamanho do corpo; corpo com 0,28-0,29 mm de comprimento e 0,17-0,20 mm de largura; ventosa oral 0,08-0,09 e acetábulo 0,11 mm de diâmetro.

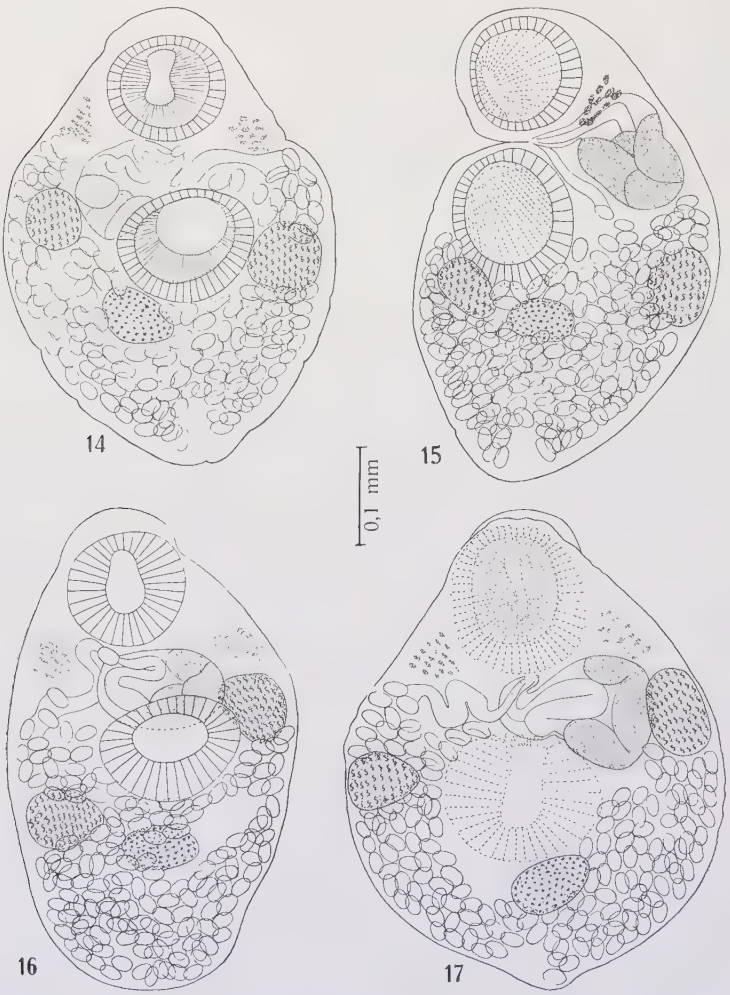
Em 1936 Macy, em chave na qual há um êrro tipográfico, definiu-a com os caracteres seguintes: ventosa oral sem espinhos; ovário total-



Edcaballerotrema liliputianum (Travassos, 1928) comb. n. — Fig. 9: Total, vista ventral (paralectótipo, n.º 23.658 a da Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz); fig. 10: total, vista ventral (lectótipo, n.º 23.657 da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz); fig. 11: total, vista ventral (n.º 23.659 m da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz); fig. 12: total, vista dorsal (paralectotipo, n.º 23.658 b da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz); fig. 13: ovos (n.º 23.659 k da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz). (Figuras originais)

mente ou em grande parte pós-acetabular; ventosa oral mais ou menos do mesmo tamanho que o acetábulo; ovário muito menor que o acetábulo.

Em 1937 Dollfus colocou-a como *sp. inquir.* no subgênero *Prosthodendrium,* por êle proposto em 1931, dizendo, no rodapé 13:



Edcaballerotrema liliputianum (Travassos, 1928) comb. n. — Fig. 14: Total, vista ventral (n.º 23.656 g da Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz); fig. 15: total, vista lateral (n.º 23.656 a da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz); fig. 16: total, vista ventral (n.º 23.656 e da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz); fig. 17: total, vista dorsal (n.º 23.656 c da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz). (Tôdas as figuras originais e na mesma escala)

"Je crois que *lilliputianum* Trav. devra être décrit d'après du meilleur matériel pour que l'on puisse s'assurer définitivement que c'est bien un *Prosthodendrium*: l'extension des sinuosités de l'utérus bien en avant des testicules rappelle *Pycnoporus,* mais la position antérieure de ses vitellogènes l'en éloigne."

Em 1948 Skarbilovich deu, em russo, a descrição de Travassos, de quem reproduziu uma das figuras.

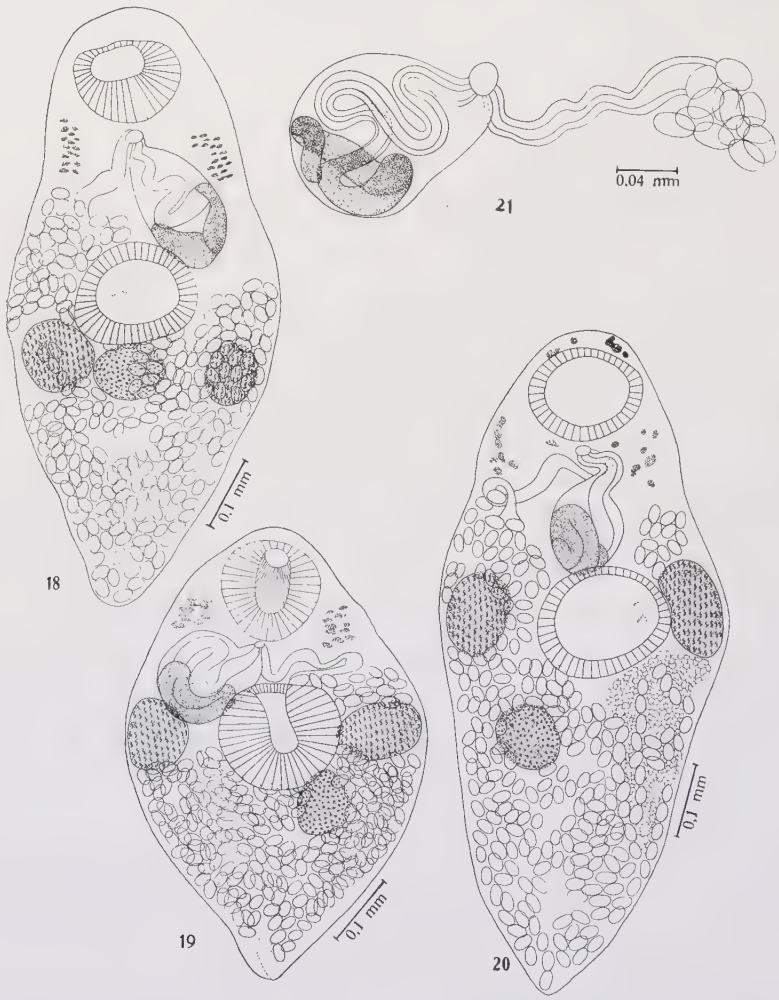
Em 1954 Dollfus, ao tratar do subgênero *Prosthodendrium* (ovário não lobado), incluiu-a na 1.ª seção: ovário mediano (ou submediano), na sub-seção A: ovário completamente ou em grande parte atrás do acetábulo, os testículos situados, pelo menos parcialmente, .ao nível do acetábulo, ao lado das cinco espécies seguintes: *P. dinanatum* (Bhalerao, 1926), *P. ascidia* (Beneden, 1872), *P. urna* (Looss, 1907), *P. macnabi* Macy, 1936 e *P. scabrum* (Caballero, 1940).

Em 1955 Dubois, em uma revisão do subgênero *Prosthodendrium*, após transcrever o primeiro trecho do rodapé 13 do trabalho de Dollfus (1937), acrescentou o seguinte comentário à espécie de Travassos:

"Ce serait alors la seule espèce ayant un acetabulum plus grande que la ventouse buccale."

Redescrição — Trematódeos pequenos, mais ou menos arredondados, às vêzes alongados, com as extremidades um pouco atenuadas; medem 0,26 a 0,90 mm de comprimento por 0,16 a 0,48 mm de largura. Cutícula sem espinhos. Células glandulares sub-cuticulares presentes e muito numerosas; estendem-se por todo o corpo, sendo mais densas em sua porção pré-acetabular. Extremidade anterior arredondada, sem rebordo saliente. Ventosa oral subterminal, ventral, com 0,080 a 0,148 mm de comprimento por 0,082 a 0,165 mm de largura. Acetábulo situado na zona média do corpo, com 0,088 a 0,157 mm de comprimento por 0,092 a 0,191 mm de largura, sendo levemente maior que a ventosa oral. A relação média entre a ventosa oral e o acetábulo varia de 1:1,04 a 1:1,22. Faringe ausente. Cecos intestinais não evidenciados. Poro genital mediano, situado na zona compreendida entre as ventosas. Bôlsa do cirro deslocada lateralmente, raramente mediana; pode ser quase totalmente pré-acetabular ou invadir mais ou menos a zona e a área acetabulares; mede 0,042 a 0,183 mm de comprimento por 0,050 a 0,139 mm de largura; encerra cirro bem desenvolvido, longo, região prostática mal evidenciada e vesícula seminal enovelada. Testículos de contôrno liso, arredondados ou mais ou menos ovóides, com zonas total ou parcialmente coincidentes e campos afastados; ocupam a zona acetabular, podendo, entretanto, ultrapassá-la um pouco anteriormente ou serem quase totalmente pós-acetabulares; frequentemente são afastados da área acetabular, porém algumas vêzes invadem essa área, podendo um deles ficar totalmente aí situado. O testículo mais aproximado do ovário mede 0,042 a 0,113 mm de comprimento por igual largura; o testículo oposto mede 0,046 a 0,130 mm por 0,038 a 0,104 mm. Ovário de contôrno liso, geralmente sub-lateral, às vêzes lateral ou mediano, arredondado ou ovóide, com zona parcial ou totalmente coincidente com a zona testicular, porém às vêzes afastado dela, sendo, então, totalmente pós-testicular; pode ou não invadir parcialmente a área acetabular ou ficar totalmente aí situado ou, então, ser pós-acetabular; mede 0,029 a 0,087 mm de comprimento por 0,029 a 0,113 mm de largura. Espermateca não evi-

denciada. Glândula de Mehlis não observada. Canal de Laurer não observado. Útero formando alças que ocupam a região posterior do corpo; anteriormente invade as áreas laterais da zona acetabular com alças pré-testiculares. Ovos operculados, de coloração amarela ou castanha, de



Edcaballerotrema liliputianum (Travassos, 1928) comb. n. — Fig. 18: Total, vista ventral (n.º 23.656 g da Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz); fig. 19: total, vista ventral (n.º 23.656 b da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz); fig. 20: total, vista ventral (n.º 23.656 h da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz); fig. 21: bôlsa do cirro e vagina (n.º 23.656 g da Col. Helm. Inst. Oswaldo Cruz). (Figuras originais)

casca lisa; medem 0,027 a 0,031 mm de comprimento por 0,017 a 0,019 mm de largura. Vagina bem desenvolvida, com paredes fortes, oposta à bôlsa do cirro. Vitelinos de observação muito difícil; são constituidos por folículos pequenos, situados lateralmente na região anterior do corpo, podendo se estender da parte posterior da zona da ventosa oral à par-

te anterior da zona acetabular. Vesícula excretora não observada com detalhe. Poro excretor terminal.

Habitat — Intestino delgado de *Molossidae* sp. (hospedador tipo; não *Peropteryx canina* Wied) e *Molossus obscurus* Et. Geoff.

Distribuição geográfica — Angra dos Reis, Estado do Rio de Janeiro (localidade tipo) e Manguinhos, Rio de Janeiro, Estado da Guanabara, Brasil.

Material estudado — Depositado na Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz sob os números 23 656a-i, 23 657 (lectótipo), 23 658a-d (paralectótipos) e 23 659a-p.

Nos Quadros II e III damos as principais medidas de vários espécimes.

QUADRO II

Edcaballerotrema liliputianum (Travassos, 1928) comb. n.
(Medidas em milímetros)

Espécime	Lectótipo	Paralectótipo	Paralectótipo	Paralectótipo	Paralectótipo
Col. Helm. I. O. C. n.º	23 657	23 658 a	23 658 b	23 658 c	23 658 d
Comprimento	0,26	0,28	0,37	0,28	0,30
Largura	0,16	0,21	0,27	0,19	0,19
Ventosa oral	0,080 x 0,082	0,084 x 0,101	0,107 x 0,092	0,084 x 0,113	0,084 x 0,101
Acetábulo	0,092 x 0,092	0,092 x 0,101	0,109 x 0,113	0,105 x 0,122	0,088 x 0,105
Bôlsa do cirro	0,042 x 0,050	0,042 x 0,059	0,055 x 0,063	0,067 x 0,076	0,050 x 0,055
Testículos	0,042 x 0,046 0,046 x 0,038	0,050 x 0,042 0,050 x 0,050	0,050 x 0,063 0,063 x 0,046	0,063 x 0,055 0,050 x 0,042	0,046 x 0,050 0,055 x 0,059
Ovário	0,029 x 0,029	0,029 x 0,038	0,042 x 0,059	0,029 x 0,042	0,029 x 0,034
Ovos	0,029 x 0,018	0,031 x 0,019	0,029 x 0,019	0,027 x 0,017	0,029 x 0,019
Relação média ventosas	1:1,12	1:1,04	1:1,12	1:1,15	1:1,04

Comentários — O gênero *Edcaballerotrema* Freitas, 1960, que, pela ausência da faringe e dos cecos intestinais aproxima-se de *Anenterotrema* Stunkard, 1938, dele se distinguindo pelos vitelinos anteriores às gônadas, encerra duas espécies: *E. eduardocaballeroi* Freitas, 1960 e *E. liliputianum* (Travassos, 1928) comb. n. Essas espécies podem ser diferenciadas, com facilidade, pelo rebordo saliente, anterior à ventosa oral,

que existe na primeira e é ausente na segunda. Além disso, *E. liliputianum* possui bôlsa do cirro e vagina geralmente bem mais desenvolvidos que *E. eduardocaballeroi*.

QUADRO III

Edcaballerotrema liliputianum (Travassos, 1928) comb n.
(Medidas em milímetros)

Col. Helm. I. O. C. n.º	23 656 b	23 656 c	23 656 d	23 656 e	23 656 g	23 656 g	23 656 g	23 656 g	23 656 g	23 656 h
Comprimento	0,61	0,48	0,60	0,50	0,81	0,48	0,50	0,60	0,71	0,90
Largura	0,44	0,40	0,36	0,38	0,39	0,36	0,35	0,40	0,48	0,39
Ventosa oral	0,130 x 0,139	0,148 x 0,148	0,130 x 0,130	0,113 x 0,122	0,122 x 0,157	0,113 x 0,130	0,122 x 0,122	0,139 x 0,139	0,134 x 0,165	0,130 x 0,165
Acetábulo	0,157 x 0,174	0,139 x 0,183	0,139 x 0,148	0,113 x 0,148	0,148 x 0,174	0,126 x 0,157	0,122 x 0,157	0,139 x 0,174	0,157 x 0,191	0,148 x 0,183
Bôlsa do cirro	0,130 x 0,130	0,104 x 0,130	0,130 x 0,139	0,096 x 0,113	0,183 x 0,130	0,104 x 0,104	0,078 x 0,113	0,115 x 0,139	0,157 x 0,130	0,157 x 0,104
Testículos	0,078 x 0,113 0,104 x 0,087	0,070 x 0,078 0,096 x 0,056	0,096 x 0,070 0,078 x 0,078	0,052 x 0,078 0,087 x 0,070	0,104 x 0,113 0,087 x 0,078	0,061 x 0,061 0,067 x 0,067	0,061 x 0,061 0,056 x 0,061	0,061 x 0,070 0,061 x 0,078	0,096 x 0,096 0,130 x 0,104	0,113 x 0,087 0,130 x 0,087
Ovário	0,087 x 0,070	0,061 x 0,078	0,061 x 0,070	0,043 x 0,070	0,087 x 0,104	0,061 x 0,070	0,061 x 0,061	0,061 x 0,070	0,078 x 0,113	0,070 x 0,070
Ovos	0,027 x 0,017	0,027 x 0,017	0,029 x 0,018	0,029 x 0,017	0,029 x 0,017	0,029 x 0,019	0,029 x 0,019	0,027 x 0,017	0,030 x 0,019	0,029 x 0,017
Relação média ventosas	1:1,22	1:1,08	1:1,10	1:1,11	1,1:16	1:1,16	1:1,13	1:1,08	1:1,16	1:1,12

O hospedador tipo de *E. liliputianum* poderá ser firmado quando em Angra dos Reis for capturado um molossídeo que se apresente parasitado, não só por essa espécie, como também por *Castroia silvai* e *C. amplicava*, reproduzindo o que foi encontrado por Travassos, em 26 de junho de 1927, na necrópsia número 4 304.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Bhalerao, G. G., 1936, Studies on the helminths of India. Trematoda, *Lecithodendriidae* Odhner, 1910. *J. Helm.*, 14 (4): 207-228, 5 figs.

Caballero y C., E., 1943, Trematodos de los murciélagos de México. IV. Descripción de un nuevo género de la subfamilia *Lecithodendriinae* Looss, 1902 y una nueva especie de *Prosthodendrium* Dollfus, 1931. *An. Inst. Biol.*, México, 14 (1): 173-193, 7 figs.

Chen, H. T., 1954, On the taxonomy of *Prosthodendrium* Dollfus, 1931 and *Longitrema* gen. nov., with a description of two new species and a new variety (Trematoda: Lecithodendriidae). *Acta Zool. Sinica*, Peking, 6 (2): 147-182 (em chinês; não visto).

Dollfus, R. P., 1937, Sur *Distoma ascidia* P. J. van Beneden 1873 (*nec* Linstow, *nec* Looss) et le genre *Prosthodendrium* R. Ph. Dollfus 1931 (Trematoda, Lecithodendriinae). *Bull. Mus. R. Hist. Nat. Belgique,* 13 (23): 1-21, 3 figs.

Dollfus, R. P., 1954, Miscellanea helminthologica maroccana XVI. Sur un distome de microchiroptère. *Arch. Inst. Pasteur Maroc,* 4 (9): 625-635, figs. 31-33.

Dubois, G., 1955, Les trématodes de chiroptères de la collection Villy Aellen. Etude suivie d'une revision du sous-genre *Prosthodendrium* Dollfus 1937 (Lecithodendriinae Luehe). *Rev. Suisse Zool.,* 62 (33): 469-506, 10 figs.

Freitas, J. F. T., 1960, *Edcaballerotrema eduardocaballeroi* g. n., sp. n. e nota sôbre o hospedador tipo de *Ochoterenatrema caballeroi* Freitas, 1957 (Trematoda, Lecithodendriidae). *Libro Hom. Dr. E. Caballero y C.,* México: 129-132, 1 fig.

Jones Jr., J. K., 1957, Type host of the bat trematodes, *Prosthodendrium oligolecithum* Manter and Debus 1945, and *Acanthatrium macyi* Sogandares-Bernal 1956. *J. Parasitol.,* 43 (2): 185.

Lent, H., Freitas, J. F. T. & Proença, M. C., 1945, Trematódeos de morcegos coleccionados no Paraguay. *Rev. Brasil. Biol.,* 5 (4): 499-507, 8 figs.

Macy, R. W., 1936, Three new trematodes of Minnesota bats with a key to the genus *Prosthodendrium*. *Trans. Amer. Micr. Soc.,* 55 (3): 352-359, pl. 42, 6 figs.

Macy, R. W., 1938, A new species of trematode, *Prosthodendrium travassosi* (Lecithodendriidae) from a Minnesota bat. *Livro Jubil. Prof. Travassos,* Rio de Janeiro: 291-292, 1 pl., 2 figs.

Pande, B. P., 1935, Contributions to the digenetic trematodes of the *Microchiroptera* of Northern India. Part II. Studies on the genus *Lecithodendrium* Looss. *Proc. Acad. Sci. Allahabad,* 5 (1): 86-98, 4 figs.

Seamster, A. & Stevens, A. L., 1948, A new species of *Prosthodendrium* (Trematoda: Lecithodendriidae) from the large brown bat. *J. Parasitol.,* 34 (2): 108-110, 1 fig.

Simha, S. S., 1958, Studies on the trematode parasites of reptiles found in Hyderabad State. *Z. Parasitenk.,* 18 (3): 161-218, 28 figs.

Skarbilovich, T. S., 1948, The family *Lecithodendriidae* Odhner, 1911, pp. 337-590, figs. 176-293. *In* Skrjabin, K. I., 1948, *Trematodes of animals and man. Principles of trematodology,* 2, 600 pp., 293 + 12 figs., Moscow & Leningrad (em russo).

Sogandares-Bernal, F., 1956, Four trematodes from Korean bats with descriptions of three new species. *J. Parasitol.,* 42 (2): 200-206, pl. 1, 9 figs.

Stiles, C. W. & Nolan, M. O., 1931, Key catalogue of parasites reported for *Chiroptera* (bats) with their possible public health importance. *Bull. Nat. Inst. Health, Wash.,* 155: 603-742 (não visto).

Travassos, L., 1928, Contribuição para o conhecimento dos *Lecithodendriidae* do Brasil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz,* 21 (1): 189-194, ests. 24-26, 9 figs.

Yamaguty, S., 1958, *Systema Helminthum,* 1, *The digenetic trematodes of vertebrates,* Part I: XI + 979 pp., Part. II: 980-1232, 1445-1575, 106 pls., 1302 figs., Interscience Publishers, Inc. ed., New York.

NOVO CAPILARIÍNEO DO GÊNERO *AONCHOTHECA* LÓPEZ-NEYRA, 1947 (Nematoda, Trichuroidea) *

J. F. TEIXEIRA DE FREITAS e J. MACHADO DE MENDONÇA
Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Guanabara

(Com 12 figuras no texto)

Vamos estudar no presente trabalho uma espécie considerada nova para a ciência e que incluímos no gênero *Aonchotheca* López-Neyra, 1947.

Ao publicar sua revisão dos capilariíneos, López-Neyra, em 1947, estabeleceu o gênero *Aonchotheca*, com os seguintes caracteres: região esofagiana curta, no máximo igual a um têrço do corpo nas fêmeas grávidas (relação a:p = 1:2) e muito pouco maior nos machos; extremidade posterior dos machos com bôlsa caudal, em geral muito pequena, suportada por papilas; com ou sem asas laterais pré-bursais; espículo presente, bem quitinizado; bainha espicular não espinhosa, estriada transversalmente; fêmeas grávidas com vulva saliente ou não, situada no primeiro têrço do corpo ou mais anterior; ovos com a forma de limão; parasitos das mucosas gastrointestinais, vesicais ou do baço de mamíferos, aves ou répteis; espécie tipo: *A. putorii* (Rudolphi, 1819).

Nêle foram incluídas, além da espécie tipo, as seguintes: *A. annulosa* (Dujardin, 1845), *A. muris-sylvatici* (Diesing, 1851), *A. palmata* (Chandler, 1938), *A. cubana* (Freitas & Lent, 1937), *A. splenaeca* (Dujardin, 1843), *A. erinacei* (Rudolphi, 1819), *A. papillosa* (Polonio, 1860), *A. pearsei* (Baylis, 1928), *A. ransomia* (Barker & Noyes, 1915), *A.* (?) *polonica* (Lukasiak & Strankowski, 1933), *A. pusilla* (Travassos, 1914), *A. bursata* (Freitas & Almeida, 1934), *A. montevidensis* (Calzada, 1937), *A. rigidula* (Dujardin, 1845), *A. rudolphii* (Freitas, 1934), *A. spiculata* (Freitas, 1933), *A. appendiculata* (Freitas, 1933), *A.* (?) *obtusiuscula* (Rudolphi, 1819), *A. mingazinii* (Rizzo, 1902), *A. longispicula* (Sonsino, 1889) e *A. helenae* (Layman, 1930).

---

* Recebido para publicação a 21 de setembro de 1960.

Trabalho do Instituto Oswaldo Cruz (Divisão de Zoologia Médica) realizado com auxílio do Conselho Nacional de Pesquisas.

Êsse gênero, não aceito pelos helmintologistas, foi considerado por FREITAS, em 1959, com os caracteres seguintes: extremidade anterior com região cefálica não diferenciada; corpo com a porção anterior menor, raramente um pouco maior, que a porção posterior; fêmeas com muitos ovos, não inclusos em cápsulas; machos com asas caudais laterais, bôlsa caudal, espículo e bainha espicular não espinhosa; parasitos de mamíferos e aves, raramente anfíbios; espécie tipo: *A. putorii* (Rudolphi, 1819) López-Neyra, 1947.

FREITAS, em seu esbôço, referiu sòmente o tipo genérico; adiante daremos a relação das espécies que julgamos devam ser incluídas no gênero de LÓPEZ-NEYRA, conforme o conceito de FREITAS.

Aonchotheca magnifica sp. n.

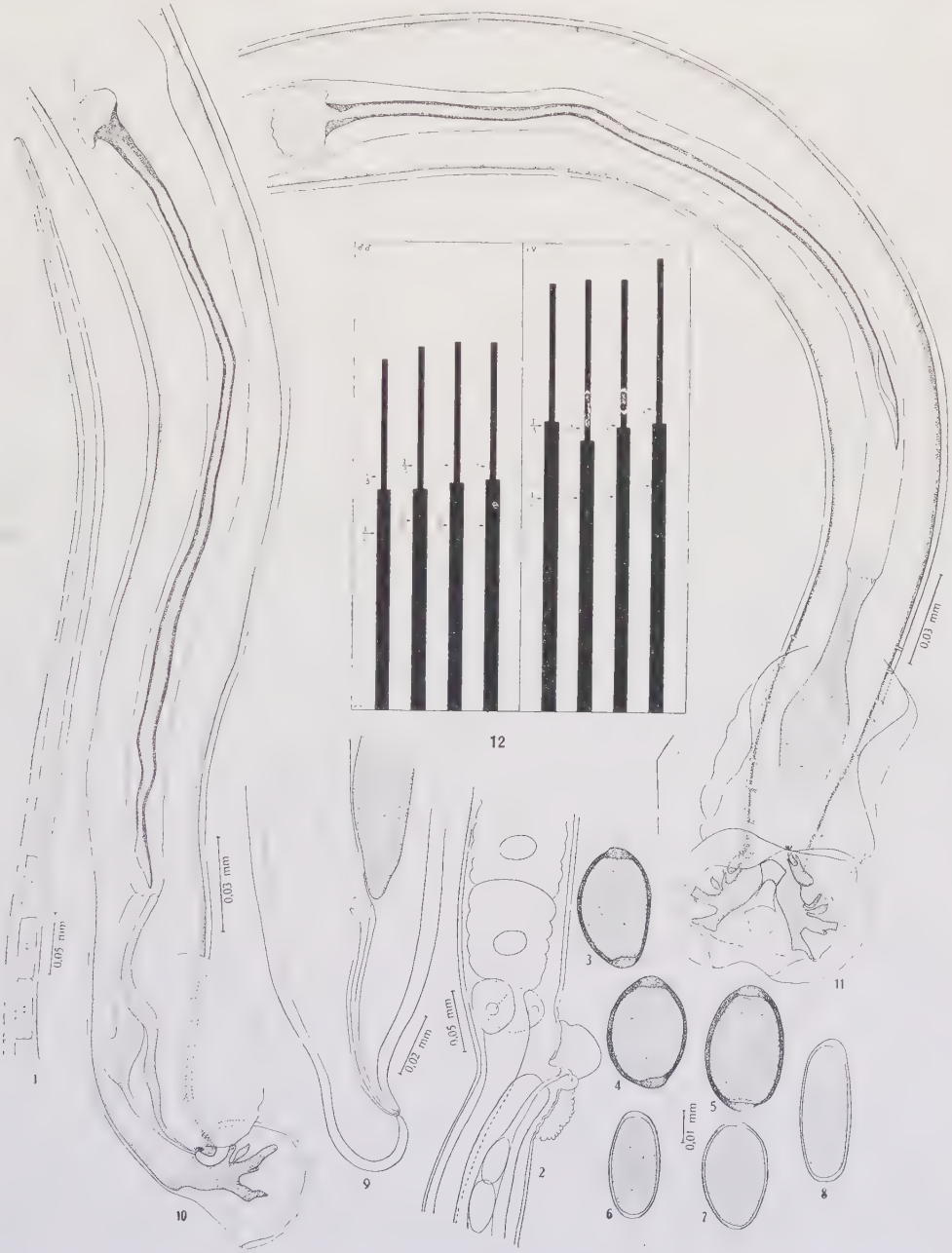
Comprimento — Machos 12,73 a 13,40 mm; fêmeas 15,58 a 16,58 mm.

Largura — Machos 0,052 a 0,070 mm; fêmeas 0,061 a 0,122 mm.

Corpo com cutícula branca, delicadamente estriada no sentido transversal. Faixas bacilares laterais bem desenvolvidas, com bastonetes muito nítidos. Bôca simples. Esôfago com 4,79 a 5,19 mm de comprimento nos machos e 5,02 a 6,03 mm nas fêmeas, sendo 0,331 a 0,478 mm para sua porção muscular naqueles e 0,522 a 0,565 mm nestas. Anel nervoso situado a 0,113 a 0,200 mm da extremidade cefálica nos machos e 0,174 a 0,217 mm nas fêmeas.

Fêmeas com vulva saliente, situada a 0,07 a 0,10 mm do nível do fim do esôfago. Em um dos lados da abertura vulvar existem duas saliências globosas: uma anterior, membranosa e lisa, outra posterior, formada pela parede do corpo, estriada transversalmente. Vagina musculosa, com 1,58 a 1,74 mm de comprimento. Útero repleto de ovos, fecundados ou não. Ovos fecundados com 0,034 a 0,042 mm de comprimento por 0,021 a 0,027 mm de largura; possuem casca lisa, pouco espêssa, opérculos polares não diferenciados e muito fracamente salientes e encerram massa germinativa indivisa. Ovos não fecndados com casca lisa e fina, fracamente quitinizada e com opérculos não aparentes; medem 0,029 a 0,046 mm de comprimento por 0,017 a 0,021 mm de largura; são deformáveis, tornando-se mais alongados pela compressão exercida pelas paredes da vagina. Intestino terminado por um reto que mede 0,055 a 0,063 mm de comprimento. Ânus subterminal. Extremidade posterior bruscamente atenuada na região logo anterior à abertura anal, com ápice arredondado. A relação entre a porção esofagiana do corpo e a sua porção posterior varia de 1:1,74 a 1:2,10. A porção esofagiana constitui um pouco mais ou um pouco menos de um têrço do comprimento total do corpo.

Machos com espículo quitinizado, de base muito alargada e porção distal atenuada, com ponta aguda; mede 0,26 a 0,30 mm de comprimento total e apresenta, em sua região distal, duas porções membranosas, aliformes. Asas caudais laterais presentes, bem desenvolvidas, comumente



Aonchotheca magnifica sp. n. — Fig. 1: Extremidade anterior da fêmea (parátipo n.º 27 056f); fig. 2: região vulvar (parátipo n.º 27.056g); figs. 3-5: ovos fecundados (alótipo); figs. 6-8: ovos não fecundados (alótipo); fig. 9: extremidade posterior da fêmea, vista lateral (parátipo n.º 27.056f); fig. 10: extremidade posterior do macho, vista lateral (holótipo); fig. 11: extremidade posterior do macho, vista ventral (parátipo n.º 27.056i); fig. 12: diagrama demonstrativo da relação entre o comprimento da porção esofagiana e o comprimento total do corpo. (Figs. 3-8 na mesma escala)

enroladas ventralmente; medem 0,059 a 0,067 mm de comprimento por 0,025 mm de maior largura. Dorsalmente às asas caudais existem seis pares de papilas pequenas, assimétricas. Existe, ainda, um outro par de papilas, levemente anterior ao início das asas laterais. Bôlsa caudal presente, bem desenvolvida. Nela se situam duas projeções laterais do corpo, que se dividem em 6 pontas; as 1.ª e 2.ª, mais anteriores, são nìtidamente individualizadas, de comprimentos quase iguais e forma diferente; as 3.ª e 4.ª, de posição média, são reunidas em um tronco comum, sendo aquela a mais longa e grossa e esta muito pequena; as 5.ª e 6.ª, mais posteriores e dorsais, teem base comum, simulando grosseiramente, em seu conjunto, um pé humano, a quinta ponta representando a região dos artelhos e a sexta a região do calcanhar. Existem 2 pares de papilas de comprimentos desiguais situados na região ventral do corpo, mais ou menos ao nível da abertura cloacal, que é subterminal. Bainha espicular não espinhosa, estriada transversalmente, com a porção mediana mais larga; mede, invaginada, 0,10 mm de comprimento por 0,017 a 0,021 mm de maior largura. A relação entre a porção esofagiana do corpo e a sua porção posterior varia de 1:1,56 a 1:1,66. A porção esofagiana constitui um pouco mais de um têrço do comprimento total do corpo.

Habitat — Intestino delgado de *Molossus rufus* (Geoff.).

Proveniência — Serra do Tinguá, Estado do Rio de Janeiro, Brasil.

Holótipo macho n.º 27 056a, alótipo fêmea n.º 27 056b e parátipos n.º 27 056c-o, depositados na Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz.

No Quadro I damos as principais medidas de alguns espécimes.

Discussão — Consideramos no gênero *Aonchotheca* López-Neyra, 1947 as seguintes espécies: *A. annulosa* (Dujardin, 1845), *A. bilobata* (Bhalerao, 1933) comb. n., *A. bovis* (Schnyder, 1906) comb. n. (sin.: *Capillaria brevipes* Ransom, 1911, *Capillaria longipes* (Ransom, 1911), *A. buccalis* (Yamaguti, 1943) comb. n., *A. bursata* (Freitas & Almeida, 1934), *A. corneti* (Baer, 1959) comb. n., *A. cubana* (Freitas & Lent, 1937), *A. erinacei* (Rudolphi, 1819), *A. euryali* (Ricci, 1949) comb. n., *A. exile* (Dujardin, 1845) comb. n., *A. gallinae* (Goeze, 1782) comb. n., *A. italica* (Ricci, 1949) comb. n., *A. megrelica* (Rodonaja, 1947) comb. n., *A. minuta* (Chen, 1937) comb. n., *A. muris-sylvatici* (Diesing, 1851), *A. mustelorum* (Cameron & Parnell, 1932) comb. n., *A. palmata* (Chandler, 1938), *A. pereirai* (Freitas & Lent, 1935) comb. n., *A. putorii* (Rudolphi, 1819), *A. quiscali* (Read, 1949) comb. n., *A. rara* (Ricci, 1949) comb. n., *A. rivarolai* (Lent, Freitas & Proença, 1946) comb. n., *A. romana* (Ricci, 1949) comb. n., *A. splenaeca* (Dujardin, 1843), *A. tamias-striati* (Read, 1949) comb. n. e *A. wioletti* (Ruchljadeva, 1950) comb. n. *Capillaria alpina* Boch & Forstner, 1959, cuja descrição não nos foi accessível, provàvelmente pertence a êsse gênero.

Aonchotheca magnifica sp. n. mais se aproxima de *A. rivarolai*, dela se distinguindo com facilidade pelo aspecto da cauda dos machos.

QUADRO I

Aonchotheca magnifica sp. n.

(Medidas em milímetros)

Espécime	Holótipo	Parátipo	Parátipo	Parátipo	Parátipo	Parátipo	Alótipo	Parátipo
Col. Helm. I. O. C. n.º	27 056 a	27 056 c	27 056 d	27 056 e	27 056 f	27 056 g	27 056 b	27 056 h
Sexo	Macho	Macho	Macho	Macho	Fêmea	Fêmea	Fêmea	Fêmea
Comprimento	12,73	13,23	13,40	13,40	15,58	15,68	15,71	16,58
Largura	0,061	0,070	0,052	0,061	0,122	0,122	0,113	0,061
Esôfago	4,79	5,19	5,12	5,02	5,02	5,69	5,36	6,03
Esôfago muscular	0,331	0,348	0,391	0,478	0,565	0,522	0,522	0,557
Vulva	—	—	—	—	0,10	0,07	0,10	0,08
Ovos	—	—	—	—	0,040 x 0,027	0,038 x 0,021	0,042 x 0,025 0,034 x 0,025	0,042 x 0,025
Reto	—	—	—	—	0,055	0,063	0,063	0,063
Espículo	0,26	0,28	0,29	0,30	—	—	—	—
Relação p. a. : p. p.	1:1,65	1:1,56	1:1,61	1:1,66	1:2,10	1:1,75	1:1,93	1:1,74

Ao Dr. Cory T. de Carvalho, do Departamento de Zoologia da Secretaria de Agricultura do Estado de São Paulo, agradecemos a determinação do hospedador.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Baer, J. G., 1959, Helminthes parasites. *Exploration des Parcs Nationaux du Congo Belge. Mission J. G. Baer-W. Gerber (1958)*, 1: 1-163, 94 figs., 8 pls., figs.

Boch, J. & Forstner, M. J., 1959, Untersuchungen ueber den Wurmbefall des Auerund Birkwildes. *Berl. Muench. Tieraerztl. Wsch.*, 72 (11): 220-223 (não visto; *cf. Helm. Abstr.*, 28 (1): 15, 16).

Freitas, J. F. T., 1959, Esbôço de novo arranjo sistemático para os nematódeos capilariíneos. *Atas Soc. Biol. Rio de Janeiro*, 3 (5): 4-6.

Freitas, J. F. T. & Lent, H., 1936, Estudo sôbre os *Capillariinae* parasitos de mamíferos (Nematoda: Trichuroidea). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 31 (1): 85-160, 16 ests., 130 figs.

López-Neyra, R. P., 1947, Los Capillarinae. *Mem. R. Acad. Cien. Madrid*, 12: 1-248, 17 láms., figs.

Skrjabin, K. I., Shikhobalova, N. P. & Orloff, I. V., 1957, *Tratado de Nematodologia, 6, Trichocephalata e Capillariata dos animais e do homem e doenças causadas por êles*, 587 pp., 283 figs., Akad. Nauk SSSR ed., Moscou (em russo).

A NEW SPECIES OF *BOETTCHERISCA* ROHDENDORF, 1937 FROM FORMOSA (*Diptera, Sarcophagidae*) *

STEPHEN H. KIRNER **
U.S. Naval Medical Research,
San Francisco, Cal., U.S.A.

e

H. DE SOUZA LOPES
Instituto Oswaldo Cruz,
Rio de Janeiro, Brasil

(With 9 text-figures)

Boettcherisca formosensis sp. n.

Differs from *B. septentrionalis* Rohdendorf, 1937 by the shape of the apical plate of the paraphallus and by the presence of strong spines on the apex of the *forcipes superiores*. The female of *B. septentrionalis* Rohd. has the first genital tergite entire (KANO, 1951), *B. formosensis* sp. n. presents two plates united dorsally, by a membrane, representing this sclerite.

B. formosensis sp. n. is generally larger and darker and appears to be less attracted to habitations than *B. peregrina* Desv., in Formosa.

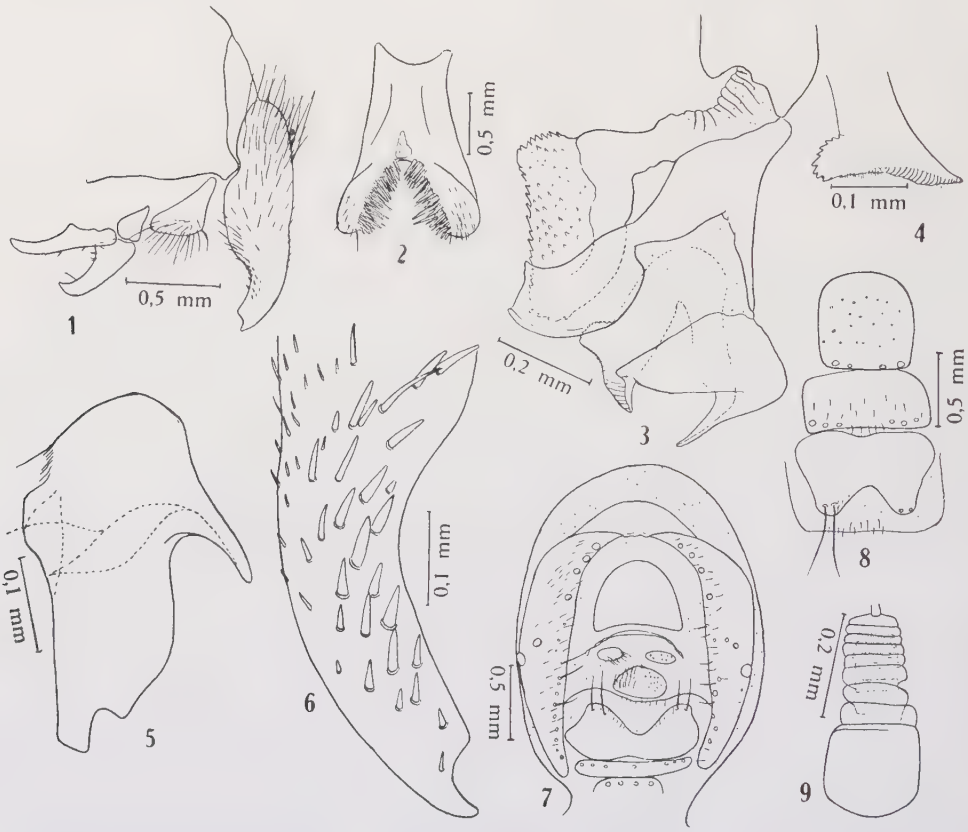
Male: Length 10 to 13 mm.

Head yellowish silvery pollinose, sometimes silvery (small specimen). Front about 0,18 of width of head. Ocellar bristle little differentiated from surrounding hairs which are well developed. Parafacialia with small bristles in one row, near the eye. Parafrontalia with black pile. There are 11 to 13 frontal bristles reaching the level of the middle of the second antennal segment. Antenna gray, second segment blackish, about 0,3 as long as third, the latter reaching about 0,84 of the distance. Facialia with hairs on the lower third. Arista plumose on the basal three thirds. Back of head with two rows of black hairs in addition to the post-ocular cilia, remaining hairs white.

Thorax gray. Three supra-alar postsutural bristles and two presuturals; five postsutural dorsocentral bristles, only two posterior ones developed and five presutural; acrostichal bristles sligthly differentiated, one strong prescutellar; scutellum with three pairs of marginal bristles, the anterior one small, apical and pre-apical bristles

* Received for publication September 30, 1960.
** Dead October 20, 1958.

well developed. Three sternopleural bristles at the same level. Hypopleural bristles seven to eleven. Propleura with black pile on the middle.



Boettcherisca formosensis sp. n. — Fig. 1: Male genitalia; fig. 2: fifth sternite of male; fig. 3: apical segment of penis; fig. 4: apex of glans; fig. 5: apical plate of *paraphallus;* fig. 6: apex of *forcipes superiores;* fig. 7: female genitalia; fig. 8: female genital sternites; fig. 9: spermatheca.

Abdomen gray, a pair of median marginal bristles on the fourth tergite. Sternites I to IV with black hairs which are more dense on the second sternite, fifth sternite with black spines (fig. 2). Genital segments black, second reddish on the sides, sometimes entirely reddish black, with long delicate hairs. *Forcipes superiores* black with curved apex where are some strong spines; *f. inferiores* almost triangular, yellowish; *f. interiores* and *palpi genitalium* reddish black. Penis bearing *ventralia* similar to those of *B. septentrionalis* Rohd. but with apical plate only poorly chitinized, the basal lobe large, not linear.

Legs black; hind femur with two series of strong bristles on the anterior side. Mid-tibia with one long preapical ventral bristle; hind tibia with a preapical ventral bristle in addition to three or four small

ones. Segments of costal vein as follows: II:50, III:35, IV:66, V:26, VI:6. Costal spine not differentiated.

Female: Length 12 mm.

Front about 0,3 of width of head. Ocellar bristles well developed. Second antennal segment 0,35 as long as third, the latter reaching about 0,85 of distance to vibrissae. Parafacialia about 0,4 of distance between vibrissae. Apical scutellar bristles absent. Tergite 6 plus 7 represented by two plates with a membrane between them. There is the usual trapezoidal well chitinized plate between the posterior margins of the first genital tergite. Genital sternites as in *B. peregrina* Desvoidy. Spermatheca with strongly annulated proximal part.

Holotype a male from 20 km Taipei-Taokian Road, 500 ft., 19-VI-1958; allotype a female, paratypes two males from Chang Chun Brdg, Tatun Shan, 1200 ft., 2-VII-1958, Formosa, all collected by S. H. Kirner (Col. I.O.C. 8517, 8567).

REFERENCES

Kano, R., 1951, Notes on the flies of medical importance in Japan (part IV). Flies of Hachigo area. *Jap. J. Exp. Med.*, 21: 223-227, 11 figs.

Lopes, H. S., 1937, *Insects of Micronesia* 13 (2). Diptera Sarcophagidae: 15-49, 14 figs.

Rohdendorf, B. B., 1937, *Faune de l'URSS*. Insèctes Diptères, 19 (1): 1-500, 535 figs.

A CONTRIBUTION TO THE KNOWLEDGE OF THE GENUS *BOETTCHERISCA* ROHDENDORF, 1937 (*Diptera, Sarcophagidae*) *

H. DE SOUZA LOPES
Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Guanabara

(With 56 text-figures)

The genus *Boettcherisca* was created by ROHDENDORF for *Myophora peregrina* Desvoidy. The same author includes in the genus *B. septentrionalis* Rohdendorf, 1937, placed in the subgenus *Notochaetomima* Rohdendorf on account of shape of the ventralia and the chitinized apical plate of the *paraphallus*. *Boettcherisca formosensis* Kirner & Lopes presents characters of both subgenera and I do not, therefore, consider the subgenus *Notochaetomima* in this paper.

Boettcherisca peregrina (Desvoidy) is a very widely distributed species, occurring in Japan, Manchuria, China, India, Ceylon, Volcano Is., Bonin Is., Mariana Is. (Agriham) and Hawaii in the Northern Hemisphere. In the Southern Hemisphere the species was found in Australia, New Guinea, New Britain, Fiji and Samoa. Near the Equator it is recorded from Gilbert Is. Between its northern and southern areas *B. peregrina* is substituted by *B. karni* (Hardy) in Cocos Is., Java, Borneo, Palau, Caroline Is., Mariana Is. and Marshall Is. This distribution has been established from published data and material studied by the author. The morphological differences between *B. peregrina* and *B. karnyi* are few but seem to be constant. There are certainly two different taxa which I consider, at present, as distinct species. I found, however, both species to be present in the Island of Agriham (Mariana Is.). I believe information is relatively scarce and more intensive collecting is necessary to arrive at a definite conclusion. It is very important to solve the question to carry out an accurate study of *Boettcherisca* from the Island of Agriham, including rearing and crossing experiments involving the two species.

Five more species belonging to the genus occur in the same region: *B. septentrionalis* Rohdendorf (Manchuria and Japan), *B. formosensis* Kirner & Lopes (Formosa), *B. nathani* sp. n. (India), *B. javanica*

* Received for publication September 30, 1960.

sp. n. (Java) and *atypica* (Baranov) (Solomon Is.). The above species present much more specific differences in the male genitalia, than the differences observed between *B. peregrina* (Desvoidy) and *B. karnyi* (Hardy).

Boettcherisca Rohdendorf, 1937

Boettcherisca Rohdendorf, 1937: 51, 60, 270, 271, 396, 458, 459
Athyrsiola Baranov, 1938: 174
Boettcherisca Lopes, 1958: 28
Boettcherisca Lopes, 1959: 42

Propleura hairy on the center. Four or more postsutural dorsocentral bristles, only two posterior strong ones. R_1 bare. First genital segment of the male without marginal series of bristles. *Phallotheca* well constituted. *Ventralia* of penis well developed, bilobed, bearing numerous spines. The lateral plates of the *paraphallus* are elongated plates with two sharp points on the extremity. Glans short and robust, not surpassing the apical plate of *paraphallus*. First genital tergite of females entire or interrupted at the middle, always with parallel posterior margins. Tergite 8 represented by a strong chitinized trapezoidal plate. Sternite 8 strongly concave on posterior margin with long bristles on lateral posterior side.

Type species: *Myophora peregrina* Desvoidy, 1830.

I consider *Athyrsiola* Baranov (typus: *A. atypica* Baranov) a synonym of *Boettcherisca* Rohdendorf.

KEY TO THE SPECIES OF "BOETTCHERISCA" ROHDENDORF
(*B. atypica* Baranov not included)

1. Anterior margin of *ventralia* almost straight 2
— Anterior margin of *ventralia* rounded 3
2. Apical plate of *paraphallus* strongly chitinized, with basal lobe slender and elongate ..... *B. septentrionalis* Rohd.
— Apical plate of *paraphallus* almost membranous with wide basal lobe ..... *B. formosensis* Kirner & Lopes
3. Numerous spines on the apex of the *forcipes superiores* extending to the dorsal side 4
— Spines of the apex of *forcipes superiores* not extending to the dorsal side 5
4. *Ventralia reduced* (fig. 45), glans not incised on the apex ..... *B. javanica* sp. n.
— Ventralia large (fig. 51), glans with apical incision ..... *B. nathani* sp. n.
5. *Palpi genitalium* with apical flap (fig. 40) .... *B. karnyi* (Hardy)
— *Palpi genitalium* pointed at the apex. ..... *B. peregrina* (Desv.)
(= *S. fuscicauda* Boettcher, = *S. hutsoni* Parker)

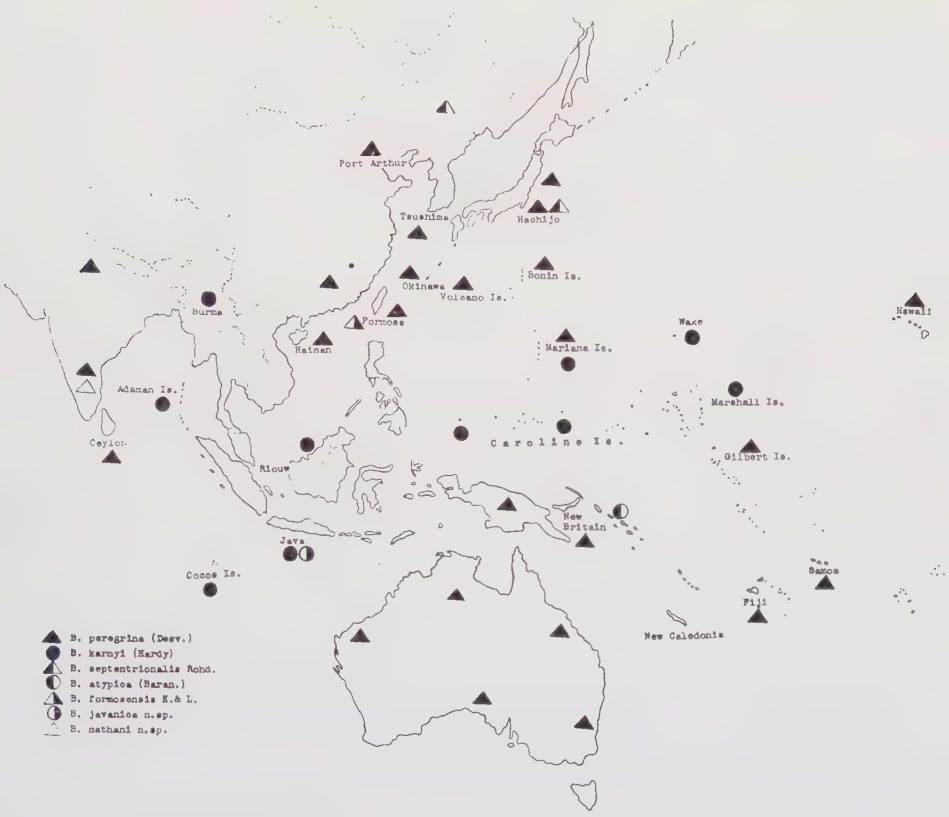


Fig. 1 — Geographical distribution of the species of *Boettcherisca*.

Boettcherisca peregrina (Desvoidy, 1830) (Figs. 2-36)

Myophora peregrina Desvoidy, 1830: 356 (Port Jackson, Sydney)
? Sarcophaga tritonia Macquart, 1851: 234 (New Guinea)
? Sarcophaga ochripalpis Thomson, 1868: 537 (Sydney)
Sarcophaga fuscicauda Boettcher, 1912: 169, fig. 3 (Formosa)
? Sarcophaga fuscicauda Boettcher, 1913: 379 (Singapura)
Sarcophaga fuscicauda Eysell, 1915: 3 (China, male, female, larva III, human myiasis)
Sarcophaga sp. Timberlake, 1918: 371 (Hawaii)
Sarcophaga frontalis Johnston & Bancroft, 1920: 23, *nec* Thomson, 1868 (parasitized by *Spalangia muscidarum* Richardson, Australia)
Sarcophaga irrequieta Johnston & Tiegs, 1921: 63, figs. 1-3, *nec* Walker, 1849 (Brisbane)
Sarcophaga peregrina Johnston & Tiegs, 1922: 177 (Sydney, New Guinea)
Sarcophaga peregrina Johnston & Tiegs, 1922: 87 (Brisbane, life cycle)
Sarcophaga peregrina Johnston & Tiegs, 1922: 182 (Brisbane, Sydney, N. S. Wales, W. Australia, bred from *Euploea corina* and *Chortoicetes termifera*, = *fuscicauda* Boettcher)
Sarcophaga peregrina Johnston & Hardy, 1923: 121, fig. 22 (Queensland, N. S. Wales, S. Australia)

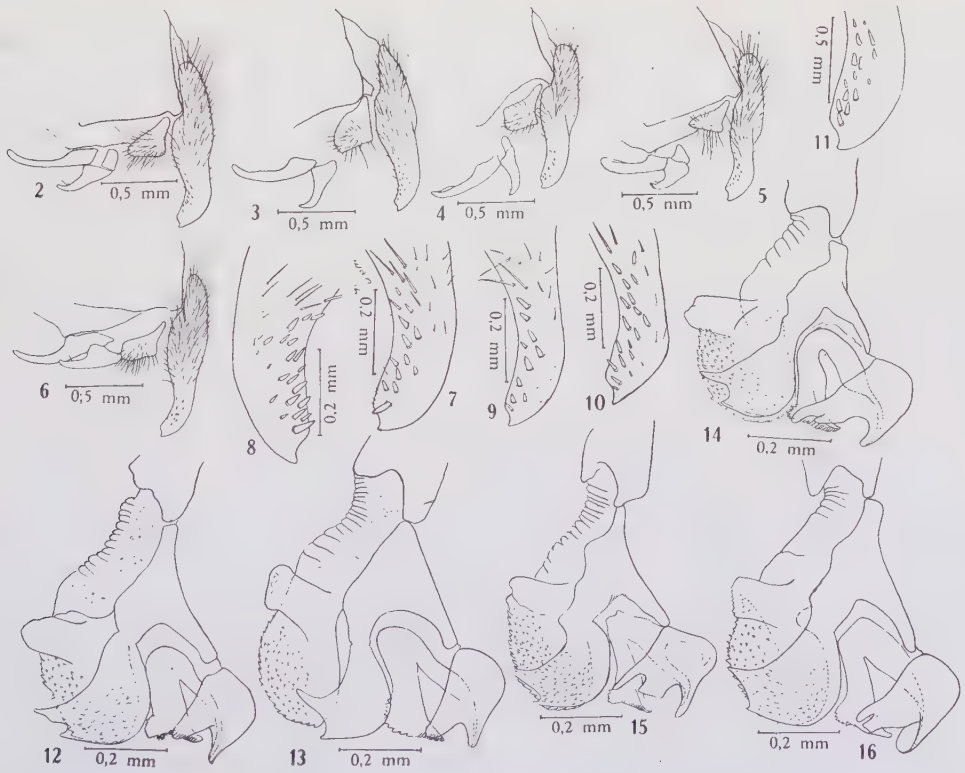
Sarcophaga hutsoni Parker, 1923: 127, fig. 4 (S. India, Ceylon, bred from grasshoper, taken from *Aristolochia* sp.)
Sarcophaga fuscicauda S. White, 1924: 252, pl. 12, fig. 20 (India, Ceylon, Hawaii, Australia, = *hutsoni* Parker, bred from dead insects, molluscs and mammals, external myiasis)
Sarcophaga fuscicauda Greene, 1925: 11, fig. 12 (Hawaii, puparium)
Sarcophaga fuscicauda Illingworth, 1926: 262 (Queensland north of Brisbane, S. Japan, China, Hawaii; dead insects, human excrement, hen manure; distinct from *irrequieta* Walker)
Sarcophaga fuscicauda S. White, 1927: 77 (India, from dead *Achatina*)
Sarcophaga fuscicauda Bezzi, 1928: 6, 189, 191 (Fiji, onions from Australia)
Sarcophaga fuscicauda Patton & Evans, 1929: 484, figs. (China, larva III, human myiasis) *H*
Sarcophaga fuscicauda Buxton, 1929: 145, figs. 2B, 3B, 4B, 6B (Samoa, larva III)
Sarcophaga fuscicauda S. White, 1930: 74 (India)
Sarcophaga peregrina Hardy, 1932: 45 (Australia)
Sarcophaga fuscicauda Bryan, 1934: 417 (Hawaii)
Sarcophaga fuscicauda Ho, 1934: 31 (Chekiang, Kiangsu, China)
Sarcophaga fuscicauda Ho, 1936: 212 (Hainan)
Boettcherisca peregrina Rohdendorf, 1937: 270, 271, 458, 459, figs. 374, 375, 387, 388 (Port Arthur)
Sarcophaga peregrina Lopes, 1938: 561, pl. 3, figs. 2-5 (Australia)
Sarcophaga fuscicauda S. White, Aubertin & Smart, 1940: 272, fig. 147, partim (India, Ceylon, Tsushima Is. (S. of Corea), Riouw Arch. (SE of Malaya), dead Oligochaeta, insects, molluscs and mammals; myiasis)
Sarcophaga fuscicauda Ho, 1940: 119, partim (Riouw Arch., Java, China)
Sarcophaga peregrina Lopes, 1941: 55 (Hawaii)
Sarcophaga peregrina Seguy, 1941: 131, figs. 171-175 (China)
Sarcophaga fuscicauda Henning, 1941: 185, partim (Formosa, Singapura)
Sarcophaga peregrina James, 1947: 55, partim (refers Malaya and Perak)
Sarcophaga peregrina Kano, 1950: 854 (Hakkaido, Japan)
Sarcophaga peregrina Kano, Sato & Tange, 1951: 115, figs. 1-7 (Hongsu and Hokkaido, Japan, larvae I to III)
Sarcophaga peregrina Hori, 1951: 3, fig. 2 (Japan)
Sarcophaga peregrina Kano, 1951: 15 (Hachigo Is., Japan)
Sarcophaga peregrina Quo, 1952: 76, 80, 82, 83 (Shangai)
Sarcophaga peregrina Hardy, 1952: 407 (Hawaii)
Sarcophaga peregrina Hardy, 1952: 478 (Hawaii)
Sarcophaga peregrina Kano, 1957: 291, fig. 9 (Okinawa, Japan)
Boettcherisca peregrina Lopes, 1958: 29, fig. (Volcano Is., Bonin Is., Mariana Is.)

Male: Length 7 to 12 mm. Head yellowish, silvery pollinose. Front 0,19 to 0,25 of width of head. Frontalia black or reddish black. Ocellar bristles small; outer vertical bristle not developed. Parafacialia with a series of hairs near the eyes. Parafrontalia with small irregular hairs. There are 10 to 13 frontal bristles, two or three bristles diverging and below base of antennae. First and second antennal segments blackish, third sometimes gray with reddish base, second segment about 0,42 as long as third, the latter reaching 0,8 of distance to vibrissae which are just above oral margin. Facialia with hairs on lower third, sometimes a little more extensive. Arista plumose on basal two-thirds. Back of

head with one or two rows of black bristles as well as postocular cilia; remaining hairs white. Genae with black hairs only.

Thorax gray. Three supraalar postsutural bristles and two presuturals; five to seven postsutural dorsocentral bristles, only two posterior ones well developed and four to five presuturals; acrostichal bristles little differentiated, prescutellar strong; scutellum with two pairs of strong marginal bristles, apical and preapical pairs well developed. Three sternopleural bristles at the same level. Hypopleural bristles eight to ten. Propleura with small hairs in center sometimes few in number or rarely absent.

Abdomen gray, a pair of median marginal bristles on fourth tergite. Sternites I and II with dense hairs, sternites III and IV with short, sparse hairs; V red, with black spines beyond the fork. Genital segments reddish black, the first with grey pollen and small irregular hairs beside a posterior series of long hairs; the second shining, with



Boettcherisca peregrina (Desvoidy), male — Fig. 2: Genitalia (nr. 8.516, Formosa); fig. 3: idem (nr. 8.521, Australia); fig. 4: idem (nr. 8.522, Hawaii); fig. 5: idem (nr. 8.523, India); fig. 6: idem (nr. 8.519, Japan); fig. 7: apex of *forcipes superiores* (nr. 8.516, Formosa); fig. 8: idem (nr. 8.521, Australia); fig. 9: idem (nr. 8.522, Hawaii); fig. 10: idem (nr. 8.523, India); fig. 11: idem (nr. 8.519, Japan); fig. 12: penis (nr. 8.516, Formosa); fig. 13: idem (nr. 8.521, Australia); fig. 14: idem (nr. 8.522, Hawaii); fig. 15: idem (nr. 8.523, India); fig. 16: idem (nr. 8.519, Japan).

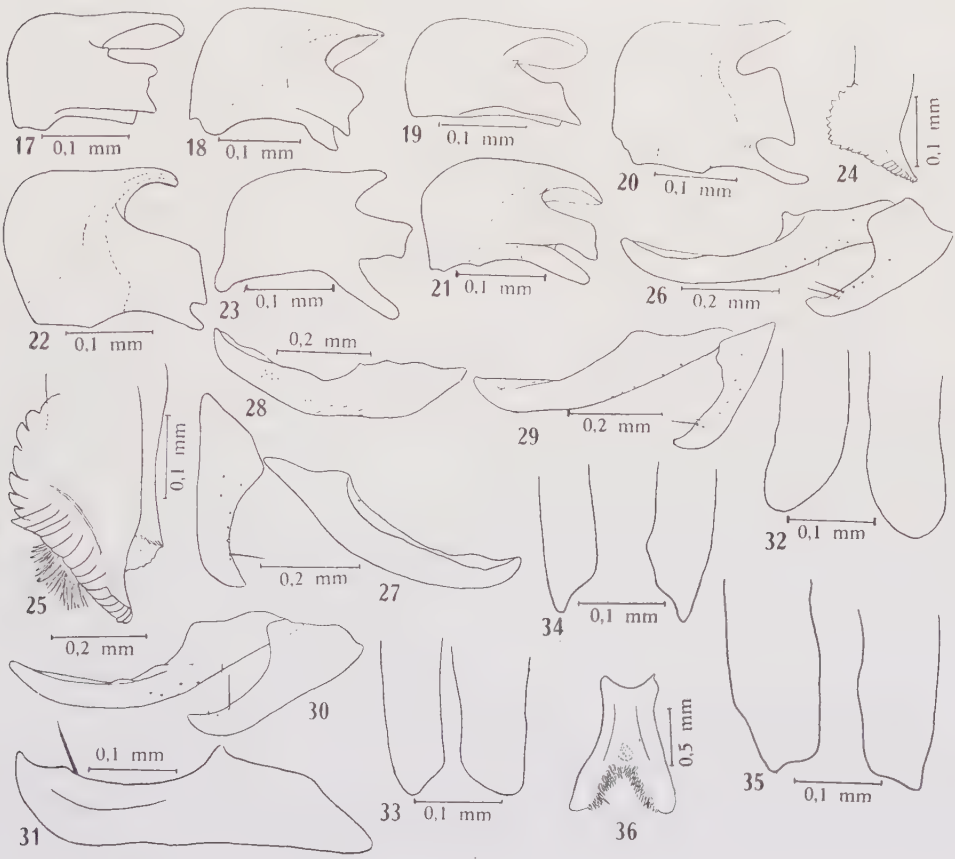
long hairs. *Forcipes superiores* reddish black, broad at apices where there is a short point and some strong spines lateraly; *forcipes inferiores* almost triangular, elongated; *forcipes interiores* curved apically, with a few preapical hairs; *palpi genitalium* long and curved with pointed, sometimes rounded apices. Penis with very large *ventralia*, spinous, bilobed, *paraphallus* well chitinized, with a pair of large, two-pointed lateral plates; apical plate overlapping *glans*, with a pair of long and slender lateral processes which are very variable in shape. *Glans* composed of a median pair of bars each with a lateral process, spined on outer side, which represents the *ductus ejaculatorius*.

Legs black; hind femur with two series of bristles on anterior side, inner one limited to basal two-thirds. Mid-tibia with one preapical bristle on ventral side; hind tibia with a long preapical bristle and two or three small bristles on ventral side. Segments of costal vein as follows: II:41, III:30, IV:58, V:27, VI:6.

Female: Length 7 to 12 mm. Front about 0,27 of width of head. Ocellar bristles well developed, outer vertical bristle about half the length of inner vertical bristle. Apical scutellar bristle absent. Genital segments black, silvery pollinose, sometimes the margin of tergite 6 plus 7 and entire membranous sternite IX reddish black; sternite VI plus VII with a submarginal row of strong bristles; sternite VIII with concave posterior margin and two bristles on each angle.

Distribution: China, Japan, Volcano Is., Bonin Is., Mariana Is., Formosa, Hainan, India, Ceylon, Australia, New Guinea, New Britain, Samoa, Gilbert Is. and Hawaii.

Port Arthur constitutes on the continent the most northern locality in which *peregrina* was found (Rohdendorf, 1937); Eysell (1915) studied specimens from South China and Illingworth (1926) refers the species as a very common fly south of the Yangtze river. Patton & Evans (1929), Seguy (1941) and Ho (1940) refer specimens from China; Ho (1934) from Chekiang and Kiangsu and Quo (1952) from Shangai. In Japan the species was refered by Illingworth (1926) on the south, in Hokkaido (Kano, 1950), in Hokkaido and Honshu (Kano, Sato & Tange, 1951), without specific locality (Hori, 1951), in Hachigo Is. (Kano, 1951), in Japan and Okinawa (Kano, 1957). Senior White, Aubertin & Smart (1940) examined specimens from Tsuchima Is. (South of Corea). Lopes (1958) refers the species on Volcano Is., Bonin Is. and Mariana Is. Boettcher (1913) described the species as *fuscicauda* from Formosa; Hennig (1941) refers to the same material. Ho (1936) examined specimens from Hainan. Parker (1923) describes the species under the name of *hutsoni* from South India and Ceylon. Senior White studied specimens from the same localities (1924, 1927 and 1930). Senior White, Aubertin & Smart (1940) examined specimens from India and Ceylon. There are some records south of the above regions that require further confirmation: Boettcher (1913) refers specimens from Singapure. Senior White examined material



Boettcherisca peregrina (Desvoidy), male — Fig. 17: Apical plate of *paraphallus* (nr. 8.563, Australia); fig. 18: idem (nr. 8.564, Hawaii); fig. 19: idem (nr. 8.516, Australia); fig. 20: idem (nr. 8.562; India); fig. 21: idem (nr. 8.569, Japan); fig. 22: idem (nr. 8.568, China); fig. 23: idem (nr. 8.590, Karavat); fig. 24: apex of *glans* (nr. 8.521, Australia); fig. 25: idem (nr. 8.562, India); fig. 26: internal forceps (nr. 8.516, Formosa); fig. 27: idem (nr. 8.521, Australia); fig. 28: idem (nr. 8.522, Hawaii); fig. 29: idem (nr. 8.523, India); fig. 30: idem (nr. 8.519, Japan); fig. 31: idem (nr. 8.591, Gilbert Is.); fig. 32: *palpi genitalium*, dorsal view (nr. 8.592, Bonin Is); fig. 33: idem (nr. 8.590, Karavat); fig. 34: idem (nr. 8.570, Agrihan); fig. 35: idem (nr. 8.591, Gilbert Is.); fig. 36: fifth sternite (nr. 8.516, Formosa).

from Burma, Andaman Is., Java and Borneo but at 1930 considers the specimens as belonging to *B. karnyi*. However Senior White, Aubertin & Smart (1940) reported as *fuscicauda* the specimens from Burma and included Riouw Arch. (Malaya), Singapure and Philippine Is. in the geographic distribution of *fuscicauda*. Ho (1940) refers also specimens from Riouw Arch. and Java. James (1947) included Perak in the distribution and Hori (1951) considers also material from Philippine Is. and Africa. It is necessary to examine specimens from those regions to establish which species occurs here. There is the possibility that two or more species can be found in the region. Desvoidy describes (1831) *peregrina* from Sydney, Australia. Bancroft (1920)

refer it as *frontalis* Thomson and Johnston & Tiegs (1932) as *irrequieta* Walker and *peregrina* Desvoidy from Australia (Brisbane, N. S. Wales, W. Australia). The last authors indicate that "it will probably be found to occur in the East Indies and Philippines". Johnston & Hardy (1923) examined specimens from Australia (Queensland, N. S. Wales and S. Australia). Senior White studied material from Australia and Illingworth refers the species from Queensland south to Brisbane. Johnston & Tiegs examined specimens from New Guinea and considered *S. tritonia* Macquart, described from the same locality, as a synonym of *peregrina*. I received specimens from New Britain. Bezzi (1928) found among specimens from Fiji one male reared "from onions imported from Australia". Buxton (1929) studied larvae of this species collected in Samoa. I examined specimens from Gilbert Is. The species was recorded from Hawaii by Timberlake (1918), Senior White (1924), Greene (1925), Illingworth (1926), Bryan (1934), Senior White, Aubertin & Smart (1940), Lopes (1941) and Hardy (1952).

Specimens examined: China: Hangchou, male, 17-VI-1934 (col. I.O.C. nr. 8 568). Japan: Tokio, male, 8-IX-1953, R. Kano; male, Mt. Takanizu, V-1953, R. Kano (nr. 8 569; male, environs de Tokio 1901, J. Harmand. Formosa: Ta T'um Shau, male, 2 500 ft., 3-VI-1958, S. Kirner; Shell Beach, 25 mi from Taipe on Tansui Road, two males, female, 30-VII-1958, S. Kirner (nr. 8 516). Bonin Is.: Chichi Jima, male, Kiyose, 11-X-1934, M. Okabe & H. Ikeda; six males, Myianohama, "Jack Wms beach" 15 to 21-IV-1958, F. M. Snyder (nr. 8 591); three males, Okumara, "Yankee town", 12-V-1958, F. M. Snyder; male, female, Omura, "Camp beach", 2 to 25-IV-1958, F. M. Snyder (nr. 8 592); female, Ogiura, 8-IV-1958, F. M. Snyder; male, Sakaiura, "Bull beach", 2 to 5-IV-1958. Volcano Is.: Iwo Jima, two males, female, IX-1945, H. S. Dybas. S. Mariana Is.: Saipan, male, five females, Mt. Tagpochan, 25-XI-1944, Edgar; female, near Garapan, 7-V-1945, H. S. Dybas. India: Tranquebar beach, male, IV-1947, P. S. Nathan (nr. 8 523); Karikal, male, Korumbagarum, II-1947, P. S. Nathan, (nr. 8 562); Nilgiri Hills, male, Gadaluer, 3 500 ft., IV-1949, P. S. Nathan; Trichinopoli, male, 1920, J. Surcouf (nr. 8 566); Cote de Malabar, female, Nahé, 1902, M. Maindrou. Australia: Western Australia: three males, three females, VI-1939. New South Wales: male, female, Brisbane, III-1923, G. H. Hardy (reared); female, Kivara, 28-I-1936, M. F. Day. North Queensland: male, Cairns, J. F. Illingworth (ex human excrement); three males, two females, Townsville, G. F. Hill, (nr. 8 563). Northern Territory: two males, three females, Darwin, X-1950; male, three females, Katherine, IV-1950, W. Arndt (nr. 8 421). New Britain: two males, female, Karavat, via Rabaul, 10-III-1952, G. S. Dun (nr. 8 590). Fiji: female, Nadurulouiu, Viti Levu, 25-II-1949, O. Connor. Gilbert Is.: Tarava At.: two males, Bairiti I-XI-1957, N. L. H. Krauss; male, female, Betio, 1-XI-1957, N. L. H. Krauss (nr. 8 591). Hawaii: Kauai: four males, six females, Kapaa, 21-XII-1940, F. C. Haldaway

(ex manure, all specimens with pupae); female, Kobee, 7-VII-1932, O. H. Swezey; Oahu: Honolulu: six males, six females, J. F. Illingworth; females, 12-IV-1932, G. T. Schmidt; male, IV-1950, D. E. Hardy (ex *Cassia alata*); two females, Manon Wailei, 1-6-IV-1953; Oahu: three males, two females, Maunavili, XII-1950, P. L. Cow (in bait traps); male, 26-XI-1951, H. H. Severin; two females, I-1951, J. F. Illingworth; male, Waianae, II-1952, D. E. Hardy; two males, female, 14-IV-1946, Y. Yanada (ex manure); female, Palolo, J. F. Illingworth; male, female, Welch (on rotting shells) (nr. 8 421 and 8 422).

The specimens examined are deposited in the collection of the Instituto Oswaldo Cruz or are returned to the Hawaiian University, Hawaii, and to the Division of Entomology, Camberra, Australia. We are indebt to Dr. D. E. Hardy by the opportunity to examine a good series of specimens from Hawaii.

Myophora peregrina was described by Desvoidy (1930) from Port Jackson (Sydney) and the author describes *M. subrotunda* and *M. rapida,* from the same locality, considered by the Australian authors as synonymy of the first species. *Sarcophaga tritonia* Macquart from Triton Bay, Dutch New Guinea, was considered by Johnston & Tiegs (1922:177) as *B. peregrina*. These authors examined specimens from British New Guinea and I reported *B. peregrina* in New Britain. However, the above synonymy must be considered with reserve. Also *S. ochripalpis* Thomson, described from Sydney, was placed under the same species by Johnston & Tiegs (1921:65). Boettcher describes *Sarcophaga fuscicauda* from Formosa and, for the first time, the genital features of male are figured. The species was known under this name for many years. When the Australian authors begin to study the species they identified it as *S. frontalis* Thomson (Johnston & Bancroft, 1920), *S. irrequieta* Walker (Johnston & Tiegs, 1921) and, at last, as *S. peregrina* (Johnston & Tiegs, 1922). Parker (1923) described the species as *S. hutsoni,* from India and Ceylon and Hardy (1932) considered the Indian specimens belonging to a different species. Even though the Indian specimens I saw present some differences in the apical plate of the *paraphallus,* I was unable to find the differences pointed out by Hardy and I consider *hutsoni* a synonym of *peregrina*. Senior-White (1924) included *hutsoni* under the name *fuscicauda*.

The main characters for distinguishing *B. peregrina* and *B. karnyi* are found in the male genitalia. The *palpi genitalium* of *B. peregrina* are pointed or rounded at the apex and do not present the apical flap we can observe in *B. karnyi*. However these features are little conspicuous in the specimens of *B. karnyi* I examined from Agriham (Mariana Is.) (fig. 41). In addition to this character the specimens of *B. peregrina* always present the basal lobe of the ventralia much more developed than in *B. karnyi*. The shape of the *palpi genitalium,* in dorsal view, is very variable (figs. 31 to 34). The apical plate of the *paraphallus* shows a great degree of variation (figs. 16 to 22).

Boettcherisca karnyi (Hardy, 1927)
(Figs. 37-43)

Sarcophaga fuscicauda S. White, 1924: 252, partim (Burma, Andaman Is., Java and Borneo)
Sarcophaga karnyi Hardy, 1927: 454, fig. 7 (Java)
Sarcophaga karnyi S. White, 1930: 74 (Burma, Andaman Is. and Borneo)
Sarcophaga karnyi Hardy, 1932: 45 (Java)
Sarcophaga karnyi S. White, Aubertin & Smart, 1940: 273, fig. (Burma, Andaman Is., Java and Borneo)
Sarcophaga peregrina Hall & Bohart, 1940: 129, 131, pl. 13 (Guam, pupae)
Sarcophaga near *peregrina* Bohart & Gressitt, 1951: 136, pl. 8, 17 (Guam, larva III, pupae)
Boettcherisca karnyi Lopes, 1958: 32, fig. 7 (Mariana Is., Caroline Is., Wake, Marshall Is., male, female, larva I)

Male: Length 8 to 12 mm. Front about 0,20 to 0,22 of width of head. Second antennal segment about 0,4 as long as third, the latter reaching 0,8 of distance to vibrissae. *Palpi genitalium* with preapical broad flange near the apex which is sometimes poorly developed. Digitiform apophysis of base of *ventralia* much more reduced than in *peregrina*. Apical plate of *paraphallus* variable (fig. 39).

Female: Length 6 to 12 mm. Front about 0,28 of width of head. Spermatheca a little more elongate than in *peregrina*.

Geographical distribution: Burma, Andaman Is., Java, Borneo, Cocos Is., Mariana Is., Caroline Is., Wake and Marshall Is.

Specimens examined: In addition to the material studied in 1958 I have examined two males and two females from Cocos Is., West Island, 25-31-V-1952, T. G. Campbell.

The species has been observed by Senior-White (1924) when this author reported specimens he considered as *fuscicauda* but having "anterior clasper furcate" (Java and Borneo). Three years later, Hardy described *karnyi* from Java and Senior-White (1930) considered the specimens from Burma, Andaman Is. and Borneo as belonging to Hardy's species. Senior-White, Aubertin & Smart (1940) included Hawaii in the distribution of *karnyi* but I examined many specimens from these Islands and never found this species. Hall & Bohart (1948) studied specimens from Guam describing the pupae. Bohart & Gressitt (1951) described larvae and puparium. Lopes (1958) examined material from Micronesia.

Boettcherisca septentrionalis Rohdendorf, 1937

Boettcherisca (Notochaetomima) septentrionalis Rohdendorf, 1937: 271, 273, 459, figs. 376, 377 (Vladivostock, male)
Sarcophaga septentrionalis Kano, 1951: 223, figs. 1-11 (Hachigo Is., Japan, male, female, larvae I to III)

Male: Length 8 to 13. Differs from *peregrina* mainly by the straight anterior margin of *ventralia* and by the well chitinized apical plate

of the *paraphallus*. The apex of the *forcipes superiores* presents long hairs in the figure given by ROHDENDORF and there are also small spines ("kleine Apicalsahn" of ROHDENDORF description).

Female: Length 8 to 12 mm. Eighth abdominal sternite somewhat different from that of *peregrina*, ninth tergite vestigial, represented by a pair of small and round, heavily pigmented plates. The above description is based on figures given by KANO.

Geographical distribution: U.R.S.S. and Japan.

Boettcherisca formosensis Kiener & Lopes, 1961

Boettcherisca formosensis Kiener & Lopes, 1961: 65, figs. 1-9 (Formosa)

This species is easily distinguished by the straight anterior margin of the ventralia, by the membranous apical plate of the *paraphallus* and by the female tergite 6 plus 7 formed by two pieces.

Geographical distribution: Formosa.

Boettcherisca javanica sp. n.

(Figs. 44-49)

Male: Length 13 mm. Differs from *peregrina* as follows: head slightly yellow pollinose, genae and back of head silver colored. Front about 0,2 of width of head. Five frontal bristles divergent and situated below base of antennae. Second antennal segment reddish black, about 0,4 as long as third, the latter reaching about 0,86 of distance to vibrissae. Back of head with two rows of black bristles in addition to postocular cilia. Parafacialia with 0,5 of the distance between vibrissae. *Forcipes superiores* with numerous small spines covering the apical half and extending to the dorsum of the *forcipes*. Penis with small rounded *ventralia*, apical plate membranous with long basal apophysis, glans very spinous, almost straight. Hind tibia with two strong ventral bristles. Segments of costal vein as follows: II:47, III:30, IV:61, V:22, VI:7. Fifth segment short, sixth very elongate.

Holotype male, Soekaboemie, Java, "Croisière du Nirvana" coll. Contesse de Béarn, E. Cordier, V-1908 (I.O.C. nr. 8 565).

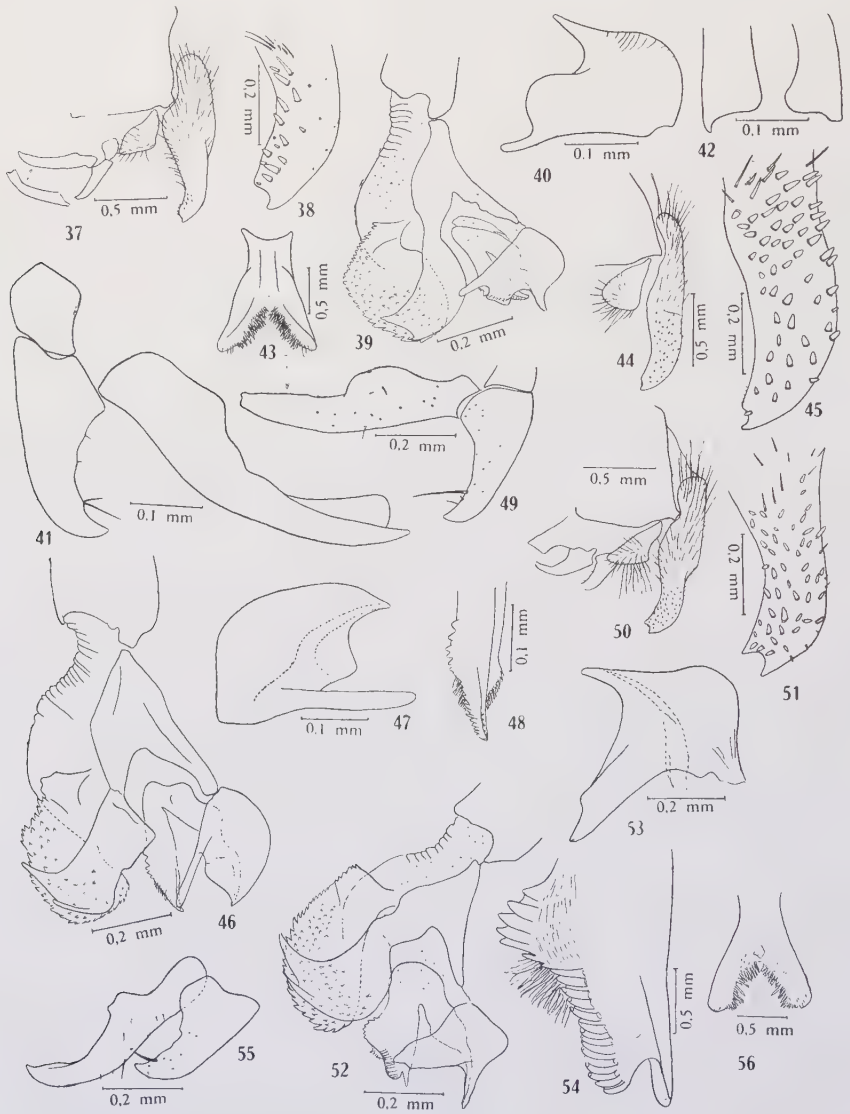
Boettcherisca nathani sp. n.

(Figs. 50-56)

Male: Length 9 mm. Differs from *peregrina* as follows: Front about 0,24 of width of head. Second antennal segment reddish black, about 0,5 as long as third, the latter reaching about 0,89 of distance to vibrissae. Back of head with two series of black bristles in addition to the postocular cilia. Parafacialia about 0,4 of the distance between vibrissae. *Forcipes superiores* with numerous spines on apical third, extending to the dorsum of the *forcipes*. *Ventralia* large with small basal digitiform process. Apical plate of *paraphallus* membranous. Glans

with excised apex. Hind tibia only with one long preapical bristle. Segment of costal vein as follows: II:41, III:27, IV:50, V:26, VI:4.

Holotype male, Karikal, Korumbagaram, South India, P. S. Nathan (I.O.C. nr. 8 420).



Boettcherisca karnyi (Hardy), male — Fig. 37: Genitalia; fig. 38: apex of *forcipes superiores* (nr. 8.518, Marshall Is.); fig. 39: penis (nr. 8.518); fig. 40: apical plate of paraphallus (nr. 8.589, Agrihan); fig. 41: internal forceps (nr. 8.436, W. Caroline Is.); fig. 41: *palpi genitalium*, dorsal view (nr. 8.589, Agrihan); fig. 43: fifth sternite. *Boettcherisca javanica* sp. n., male — Fig. 44: external forceps; fig. 45: apex of *forcipes superiores;* fig. 46: penis; fig. 47: apical plate of *paraphallus;* fig. 48: apex of *glans;* fig. 49: internal forceps. *Boettcherisca nathani* sp. n., male — Fig. 50 — Genitalia; fig. 51: apex of *forcipes superiores;* fig. 52: penis; fig. 53: apical plate of *paraphallus;* fig. 54: apex of *glans;* fig. 55: internal forceps; fig. 56: fifth sternite.

Boettcherisca atypica (Baranov, 1934)

Athyrsia atypica Baranov, 1934: 183, fig. 1
Athyrsiola atypica Baranov, 1938: 174

Male: Length 7 mm. *Forcipes superiores* much curved apically, lateral plates of *paraphallus* apparently without apical sharp points, *ventralia* reduced. (Characters from Baranov figures).

Known only from the type material: two males from Festiva, Isabel Is. and Tulagui, Solomon Is.

REFERENCES

Baranov, N., 1934, Zur Kenntnis der Raupenfliegenfauna der Salomon-Inseln (*Dipt., Tachinidae*). *Stylops*, 3 (8): 181-184, 2 figs.

Baranov, N., 1938, Weiteres uber Tachiniden (s.l.) der Salomon-Inseln. *Vet. Arch. Zagreb*, 8 (4): 170-174, 3 figs.

Bezzi, M., 1928, *Diptera Brachycera and Athericera from Fiji Islands*. 220 pp., 54 figs., British Museum (N.H.), London.

Boettcher, G., 1912, H. Sauter Formosa Expedition. Genus *Sarcophaga*. *Ent. Mitt.*, 1: 163-170, 7 figs.

Boettcher, G., 1913, H. Sauter's Formosa-Ausbeute. Einige neue Sarcophaga Arten. *Ann. Mus. Nat. Hung.*, 11: 374-381.

Bohart, G. E. & Gressitt, J. L., 1951, Filth-inhabiting flies of Guam. *Bull. Berenice P. Bishop Mus.*, 204: 1-152, 17 pls.

Bryan, E. H., 1934, A review of the Hawaian Diptera, with descriptions of new species. *Proc. Hawaian Ent. Soc.*, 8 (3): 399-468.

Buxton, P. A., 1929, *Insects of Samoa. Sarcophagidae*, 6 (3): 141-150, 9 figs., Brit. Mus., London.

Desvoidy, R., 1930, Essai sur les Myodaires. *Mem. Sav. Etrang. Acad. Paris*, 2: 1-813.

Eysell, A., 1915, *Sarcophaga fuscicauda* Boettcher, ein Darm parasit des Menschen. *Ent. Mitt.*, 4: 3-8.

Greene, C. T., 1925, The puparia and larvae of Sarcophagid flies. *Proc. U.S. Nat. Mus.*, 66 (29): 1-26, 9 pls.

Hall, D. G. & Bohart, G. E., 1948, The *Sarcophagidae* of Guam. *Proc. Ent. Soc. Wash.*, 50 (5): 127-134, pl. 13.

Hardy, G. H., 1927, Notes on Australia and exotic Sarcophagid flies. *Proc. Linn. Soc. N. S. Wales*, 52 (4): 447-459, 11 figs.

Hardy, G. H., 1932, Notes on the *Sarcophaga peregrina* group (Dipt.). *Bull. Ent. Res.*, 23: 45-48.

Hardy, D. E., 1952, Flies collected in Bait Traps. *Proc. Hawaian Ent. Soc.*, 14 (3): 407-409.

Hardy, D. E., 1952, Additions and corrections to Bryan's check list of the Hawaian Diptera. *Proc. Hawaian Ent. Soc.*, 14 (3): 443-484.

Henning, W., 1941, Verzeichnis der Dipteren von Formosa. *Ent. Beih.*, 8: 1-239.

Ho, C., 1934, Notes on a collection of Sarcophagid flies from Chekiang and Kiangsu with descriptions of two new species. *Bull. Fan. Mem. Inst. Biol.*, 5: 31-37, 2 figs.

Ho, C., 1936, On the genus *Sarcophaga* from Hainan. *Bull. Fan. Mem. Inst. Biol.*, 6: 207-214, 2 figs.

Ho, C., 1940, On some species of *Sarcophaga* from Java and its neighbouring Islands. *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, 32 (2): 115-127, 12 figs.

Hori, K., 1951, Morphological studies on Muscoid flies of medical importance in Japan (III). *Sci. Rep. Kanozawa Univ.*, 1 (2): 1-11, 7 figs.

Illingworth, J. F., 1926, Notes on *Sarcophaga fuscicauda* Boettcher (Diptera). *Proc. Hawaian Ent. Soc.*, 6 (2): 262-265.

James, M. T., 1947, The flies that cause myiasis in man. *U. S. Dept. Agr. Misc. Publ.*, 631: 1-175, 98 figs.

JOHNSTON, T. H. & BANCROFT, M. I., 1920, Notes on the chalcidid parasites of Muscoid flies in Australia. *Proc. Roy. Soc. Queensl.*, 32: 19-30.

JOHNSTON, T. H. & HARDY, G. H., 1923, A revision of the Australian Diptera belonging to the genus *Sarcophaga*. *Proc. Lin. Soc. N. S. Wales*, 48 (2): 94-129, 28 figs.

JOHNSTON, T. H. & TIEGS, O. W. 1921, New and little known Sarcophagid flies from South-eastern Queensland. *Proc. Roy. Soc. Queensl.*, 33 (4): 46-90, 26 figs.

JOHNSTON, T. H. & TIEGS, O. W., 1922, Sarcophagid flies in the Australian Museum collection. *Rec. Austral. Mus.*, 13: 175-188, 2 figs., pl. 35.

JOHNSTON, T. H. & TIEGS, O. W., 1922, New and known Australian flies. *Proc. Roy. Soc. Queensl.*, 34: 181-190, 2 figs.

JOHNSTON, T. H. & TIEGS, O. W., 1922, Notes on the biology of some more common Queensland Muscoid flies. *Proc. Roy. Soc. Queensl.*, 34: 77-104.

KANO, R., 1950, Notes on the flies of medical importance in Japan (Part I). Flies of Hokkaido. *Jap. J. Exp. Med.*, 20: 823-831.

KANO, R., 1951, Notes on the flies of medical importance in Japan (Part IV). Flies of Hachigo area. *Jap. J. Exp. Med.*, 21: 223-227, 11 figs.

KANO, R., 1957, Notes on flies of medical importance in Japan, part 13. Descriptions of Sarcophagid flies collected on the Yaeyama Islands, Ryukyu. *Bull. Tokio Med. Dent. Univ.*, 4 (3): 287-294, 11 figs., 2 pls.

KANO, R., SATO, K. & TANGE, H., 1951, Notes on the flies of medical importance in Japan (Part II). The larvae of *Sarcophaga* known in Japan. *Jap. J. Exp. Med.*, 21: 115-131, 63 figs.

KIRNER, S. H. & LOPES, H. S., 1961, A new species of *Boettcherisca* Rohdendorf, 1937 from Formosa (Diptera, Sarcophagidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 59 (1): 65-67, figs. 1-9.

LOPES, H. S., 1938, Sobre um *Rhinophoridae* e varios *Sarcophagidae* da coleção do "Deutsches Entomologisches Institut" em Berlin-Dahlen. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 33 (4): 555-565, 4 pls.

LOPES, H. S., 1941, Hawaian *Sarcophagidae*. *Proc. Hawaian Ent. Soc.*, 11 (1): 53-56.

LOPES, H. S., 1958, Insects of Micronesia. *Diptera Sarcophagidae*, 13 (2): 15-49, 14 figs.

LOPES, H. S., 1959, A revision of Australian *Sarcophagidae* (Diptera). *Studia Ent.*, 2 (1/4): 33-67, 94 figs.

MACQUART, J. 1851, *Diptères exotiques nouveaux ou peu connus*. Supl. 4 (1850): 134-294, 14 pls.

PARKER, R. R., 1923, New *Sarcophagidae* from Asia, with data relating to the *dux* group. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, (9) 11: 123-129, 4 figs.

PATTON, W. S. & EVANS, A. M., 1929, *Insects, Mites and Venomous animals*. Part I, Medical. X + 786 pp., 374 figs., Croydon.

QUO, F., 1952, On the species of the genus *Sarcophaga* Meigen occuring in the Shangai Region. *Ann. Ent. Sin.*, 2 (1): 60-86, 20 figs.

ROHDENDORF, B. B., 1937, *Faune de l'URSS*. Insectes Diptères, 19 (1): 1-500, 535 figs.

SEGUY, E., 1941, *Mouches Parasites* II. Encyclopedie Entomologique, 21: 1-436, 489 figs., Paris.

SENIOR-WHITE, R., 1927, A revision of the sub-family *Sarcophaginae* in the oriental region. *Rec. Ind. Mus.*, 26(3): 193-283, pls. 8-17.

SENIOR-WHITE, R., 1927, Notes on Oriental species of the genus *Sarcophaga*. *Spolia Zeylanica*, 14 (1): 77-83.

SENIOR-WHITE, R., 1930, Distributional records of Indian Muscoids, with descriptions of two new species. *Rec. Ind. Mus.*, 32: 65-75, pl. 2.

SENIOR-WHITE, R., AUBERTIN, D. & SMART, J., 1940, *The Fauna of British India*. Diptera 6. Family Calliphoridae, 288 pp., 152 figs., 1 map., London.

THOMSON, C. G., 1868, *Kongliga svenska Fregatten Eugenies Resa omkig Jorden*. Vetenskapliga Iakttagelser, 2 Zoologi. 1 Insekten, 12. Diptera: 443-614, 1 pl., Stockholm.

TIMBERLAKE, P. H., 1918, Key to separate Hawaian Sarcophaga. *Proc. Hawaian Ent. Soc.*, 3: 371-372.

UEBER DIE FORMVERAENDERUNGEN DES GOLGI-APPARATES WAEHREND DER SPERMIOGENESE VON *AUSTRALORBIS GLABRATUS OLIVACEUS* (*Mollusca, Pulmonata, Planorbidae*) *

RUDOLF BARTH und **GETH JANSEN**
Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Guanabara

(Mit 96 Figuren)

EINLEITUNG

Um unsere histologischen und besonders cytologischen Kenntnisse der Planorbiden zu erweitern, beobachteten wir den Entwicklungsgang der maennlichen Gameten und hier besonders die Formveraenderungen, die der Golgi-Apparat (im folgenden nur mit GA bezeichnet) im Laufe der Spermiogenese erleidet. Ueber die Vorgaenge an der chromatischen Substanz waehrend der Ausbildung der Spermien aus den primordialen Spermiogonien liegt fuer verschiedene Mollusken eine umfangreiche Literatur vor, die weit ueber hundert Jahre zurueck reicht, wie z.B. die Arbeit von Von Siebold (1836). Wie dieser berichtet ebenfalls Meves (1903) ueber *Paludina*, wobei er besonders die aeltere Literatur diskutiert. Desgleichen sind hier die Arbeiten von Prowazek (1901) und Ancel (1902) ueber *Helix pomatia* zu nennen. Aus neuerer Zeit liegen zahlreiche Arbeiten vor, die zum Teil unter weitgehender Benutzung frueherer Ergebnisse unsere Kenntnisse ueber die Reifungsvorgaenge der maennlichen Gameten der Gastropoden ergaenzen, wie die Arbeiten von Gatenby (1917, 1918), Schitz (1920), Jacobs (1927), Merton (1930) und Perrot (1930 u.f.). Aus den zahlreichen Darstellungen, die hier nicht alle aufgefuehrt werden koennen (aeltere Literatur siehe bei Merton, Meves und Gatenby, neuere im Literaturverzeichnis dieser Arbeit), gewinnen wir ein allgemeines Bild der Cytogenese und Histogenese der Spermien der Mollusken. Ueber die Planorbiden insbesondere liegen ausser den ausfuehrlichen morphologischen und anatomischen Arbeiten von Abdel-Malek (1954a und 1954b) und Paraense & Deslandes (1955 u.a.) nur wenige Darstellungen des feineren Baus der Organe dieser Gruppe vor; besonders macht sich das Fehlen einer

* Erhalten am Oktober 5, 1960.
Mit Unterstuetzung des Conselho Nacional de Pesquisas.

eingehenderen Bearbeitung der Spermiogenese bemerkbar. PAN (1958) gibt neuerdings eine kurze cytologische Beschreibung der Keimzellen, der sich die Arbeiten von AZEVEDO & GONÇALVES (1956) und BARTH & JANSEN (1959, 1960) anschliessen.

Wir werden im folgenden versuchen aus den vorliegenden Erkenntnissen und aus eigenen Beobachtungen uns ein Bild von der Cytogenese und Histogenese der Spermien von *Australorbis glabratus olivaceus* zu machen, wobei wir insbesondere auf die Formveraenderungen des GA eingehen wollen, da uns dieser als charakteristischer Zellbestandteil erscheint, dessen Zusammensetzung in den verschiedenen Stadien der Gametenentwicklung einem Wechsel unterworfen ist, wodurch uns vielleicht ein Mittel zur Differenzierung der Arten in die Hand gegeben werden kann. Hierzu jedoch sind weitere vergleichende Untersuchungen an anderen Arten des Genus notwendig.

Auch ueber den GA handeln zahlreiche Arbeiten, unter denen besonders die Zusammenfassung der Kenntnisse bis 1927 durch JACOBS zu nennen ist, wo sich auch eine Aufstellung und Besprechung der aelteren Literatur findet. Eigenartigerweise wird diese Arbeit in den neueren Darstellungen nicht beruecksichtigt. Es ist fuer uns von besonderem Interesse, wenn dieser Autor feststellt: Die auf den GA bezueglichen "cytologischen Forschungen etwa der letzten 30 Jahre lassen es als erwiesen erscheinen, dass die genannte Zellstruktur in der Tat ein konstanter Bestandteil zumindest jeder nicht degenerativ veraenderten tierischen Zelle ist". 1927 war die Frage nach der Existenz des GA in der lebenden Zelle noch mehr oder weniger offen. Er war von KARPOVA (1925) und AVEL (1925a und b) beim Studium der Spermiogenese von *Helix* und von SOKOLOW (1926) in den maennlichen Sexualzellen von *Obisium muscorum* Leach (*Pseudoscorpionidae*) in nicht gefaerbten lebenden Zellen beobachtet worden. Durch die optischen Moeglichkeiten des Phasenkontrasts ist heute jeder Zweifel an der Existenz des Organells ausgeschlossen. Ein Vergleich des Bildes im Phasenkontrast mit dem des fixierten und gefaerbten GA zeigt, dass, abgesehen von den ueblichen Schrumpfungen, bei Anwendung beider Methoden alle Strukturen uebereinstimmen; dasselbe gilt auch fuer die Vitalfaerbungen mit Janusgruen und Neutralrot.

Hierauf weisen auch NATH & GUPTA (1956) hin, indem sie in ihrer Arbeit darauf aufmerksam machen, dass die Osmiumsaeure-Eisenhaematoxylin-Methode keine Artefakte bildet "and such preparations are even more valuable in the study of spermatogenesis than those of living cells because they are stained and permanent, thus enabling the details to be worked out at leisure".

Ueber die Technik der Darstellung des GA stellt JACOBS (lit. cit.) prinzipielle Betrachtungen an und gibt der Osmiummethode den Vorzug vor der Silberimpraegnierung.

Bezueglich der Technik, besonders der Vitalfaerbungen, finden wir auch ausfuehrliche Darstellungen bei BAKER (1944) und bei KARPOVA (1925). In neueren Arbeiten ueber den GA wird besonders Wert auf die

Lebendbeobachtungen im Phasenkontrast gelegt. Watts (1952) gelang es mit dieser Methode bereits in den primordialen Spermiogonien von *Arion subfuscus* den GA zu beobachten und ihn in kontinuierlicher Reihe bis zu den Spermiden zu verfolgen. Diese Autorin sah mit Phasenkontrast (geprueft durch Schnittpraeparate) schon in den Urspermiogonien "one or two granules of Golgi material", die sich in spaeteren Stadien vermehren, waehrend der Vermehrungs- und Reifeteilungen in Gruppen auf die Tochterzellen verteilt werden und so in die Spermiden gelangen. Dem gegenueber wird neuerdings fuer die Pulmonaten *Anadenus* und *Euaustenia* von Nath & Gupta (1956) angegeben, dass der GA dreimal sich waehrend der Cytogenese aus den Mitochondrien neubildet und zweimal in diesen untergeht. Ausserdem haben sie ihn nicht in den Spermiogonien-Generationen feststellen koennen. Waehrend Watts den GA bereits im primordialen Spermiogonium als existent nachwies, glauben Nath & Gupta feststellen zu koennen, dass das Organell erst in der Spermiocyte aus den Mitochondrien gebildet wird. Auch Baker (1944) beschreibt bei *Helix aspera* den GA nur in der Spermiocyte und Spermide; ueber die Form und chemische Zusammensetzung finden sich naehere Angaben bei diesem Autor. In einer frueheren Arbeit (Barth & Jansen, 1960) schlossen wir uns der Ansicht von Nath & Gupta (1956) an, da fuer das Studium des Merton'schen "Kinoplasma" der GA nicht speziell bearbeitet wurde. Nach unseren vorliegenden Beobachtungen, die sich auf die weiter unten angefuehrten Methoden stuetzen, muessen wir uns von dieser Ansicht distanzieren.

Wenn wir ueber Existenz, Form, Umwandlungen und Chemismus bereits Unterlagen in der Literatur vorfinden, so ist die Frage nach der Funktion des GA und seiner Bedeutung fuer das Leben der Zelle noch sehr in Dunkel gehuellt. Dass er mit der Sekretion in Druesenzellen in engem Zusammenhang steht, ist schon nach den Arbeiten von Nassonow (1923), Jasswoin (1925), Bowen (1926) und Jacobs (1927) bekannt und von letzterem diskutiert worden, wobei dieser zu folgendem Schluss kommt: "Sekretbildung und GA stehen in einer bedeutenden Anzahl untersuchter Druesen in einem gewissen Zusammenhang ueber dessen wirkliche Natur sich jedoch noch garnichts aussagen laesst". In den Arbeiten von Karpova, Jacobs und Baker (lit. cit.) wird darauf aufmerksam gemacht, dass die chemische Zusammenstzung des GA der der Mitochondrien sehr nahe steht, was die Autoren aus der Affinitaet der Teile des GA zu Vitalfarben und Osmiumsaeure schliessen. Auch die Mitochondrien stehen mit der Sekretion in naeherem Zusammenhang. Wie aber der Mechanismus der Beteiligung der beiden Elemente an diesem Vorgang ist, wird von den genannten Autoren offen gelassen. Ob der Einfluss des GA auf die Sekretbildung mechanischer oder statischer Art oder aber chemischer Natur ist, laesst sich nicht aus den Arbeiten ersehen. Dagegen wissen wir heute, dass die Mitochondrien als Zentren der Dissimilation (Frey-Wyssling, 1955) die Zellfermente liefern, worauf u.a. die oft beobachteten "Schrumpfhoefe" (Barth, 1953) histologisch hinweisen. Diese Hoefe, die so gross werden koennen,

dass das Mitochondrium sich scheinbar fast voellig aufloest, zeigen an, dass eine grosse Fluessigkeitsmenge in das Protoplasma abgegeben wurde. Diese Erscheinung ist aber am GA in den Bildern der Arbeit von JASSWOIN (lit. cit.) ueber den GA in den *Tubuli contorti* von Amphibien nicht zu erkennen und konnten von uns in den Zellen des Hepatopankreas von *Australorbis* auch nicht festgestellt werden. In den Stadien der Gametenbildung ist eine solche Beobachtung ebenfalls nicht zu machen und zwar zeigen sich diese Erscheinungen weder am GA noch an den Mitochondrien in den Zellen des Ovotestis.

Eine andere Funktion des GA wird in der Literatur des oefteren besprochen: Es handelt sich um den Zusammenhang zwischen GA, Centriolen und Idiozom. Die stark faerbbaren Teile des GA, die Dictyosome (Lepidosome von BAKER, 1944), liegen in Form von kleinen Staeben, Faeden oder Platten einer schwaecher impraegnierbaren und weniger stark faerbbaren, homogenen Substanz auf, die von verschiedenen Autoren (MEVES, 1903; BOWEN, 1926) als Idiozom oder "idiosome" bezeichnet wird und auch als "Sphaere des Centriols" bekannt ist, da in ihr nach verschiedenen Autoren, waehrend gewisser Stadien der Spermiocyte und der Spermiogonie, das Centriol oder die Centriole eingebettet liegen sollen. Die Substanz entspricht dem "Archoplasma" von GATENBY (1917) und KARPOVA (1925) und der "chromophoben" Substanz von BOWEN (1922). Dieser Zusammenhang scheint aber nicht in allen Faellen zu bestehen, da SOKOLOW (1926) bei Pseudoskorpioniden "keine regelmaessige Beziehung zwischen Centriol und GA feststellen konnte". Auch bei *Australorbis* haben wir die Einlagerung des Centriols in die chromophobe Substanz waehrend der gesamten Spermiogenese mit keiner Methode nachweisen koennen.

Eine weitere Funktion des GA ist seit den Arbeiten BOWENS und GATENBYS und seiner Schule bekannt geworden. Es ist dies die Bildung des Acrosoms waehrend der Spermiohistogenese. Dieser Vorgang ist sowohl an fixierten und impraegnierten Schnittpraeparaten, wie auch in vital gefaerbtem Material (neuerdings von NATH & GUPTA, 1956, im Phasenkontrast) nachgewiesen worden und liess sich an unserem Material von *Australorbis* in gleicher Weise mit allen Methoden demonstrieren.

Wie BARTH & JANSEN (1960) neuerdings beobachteten, gleitet eine umfangreiche Protoplasmamasse, die mit der von MERTON (1930) als "Kinoplasma" bezeichneten homologisiert, jedoch anders interpretiert wurde, im Laufe der Ausbildung der Spiralfaeden des Spermienmittelstuecks ueber die ganze vom Centriolfaden bestimmte Laenge des Mittelstuecks. Diese Materialmenge birgt in sich, ausser den Mitochondrien, die die beiden Spiralfaeden bilden, den GA, der vorher das Acrosom abgegeben hat. Bei der Wanderung des "Mitochondrienplasmas" zum Schwanz, liegt der Golgiapparat immer etwas vor der Stelle, an der die Mitochondrien sich in Spiralfaeden umwandeln. Da dieser Vorgang ohne Ausnahme in dieser Weise ablaeuft und der GA erst

unmittelbar vor dem Ende des Mittelstuecks, also am distalen Centriol, abgestossen wird, liegt die Vermutung nahe, dass er auch an der endgueltigen Bildung der Spermiengeissel beteiligt ist. In welcher Weise jedoch diese Beteiligung vonstatten geht, bleibt vorerst ungeklaert, da sie keineswegs substanzieller Art sein kann, da die Masse des GA sich waehrend der Wanderung nicht aendert. Es ist somit mehr an eine regulatorische Aufgabe zu denken, die vielleicht mit dem Aneinanderreihen und faedigen Zerfliessen der Mitochondrien in Verbindung steht.

METHODEN

An optischen Mitteln kamen, ausser der Beobachtung der Schnitte in durchfallendem Licht, Phasenkontrast, Halbdunkelfeld und Dunkelfeld mit der Phasenkontrasteinrichtung von Leitz zur Anwendung. Das Material zur Lebendbeobachtung wurde in der von Nath & Gupta (1956) angegebenen isotonischen Loesung nach Baker beobachtet: Zu 100 ccm einer 0,7%igen Loesung von NaCl werden 0,2 ccm einer 10%igen Loesung von $CaCl_2$ hinzugefuegt. Die Fluessigkeit erlaubt, bei Vermeidung von Konzentrationserhoehung durch Verdunsten, die Zellen lebend bis zu einer Dauer von zwei Stunden zu beobachten, bei laengerer Zeitdauer scheinen sich Vergiftungserscheinungen, die bis zum Tod der Zellen fuehren, bemerkbar zu machen. Die Vitalfaerbungen mit Janusgruen und Neutralrot wurden ebenfalls in der erwaehnten isotonischen Loesung vorgenommen.

Zur Fixierung benutzten wir je nach Ziel der Untersuchung die Fluessigkeiten nach Bouin (alkoholische Loesung), Zenker, Heidenhain (Susa), Carnoy, Flemming, Champy und DaFano. Fuer die Beobachtung des GA und der Mitochondrien wurde reine Osmiumsaeure (tamponiert auf p_H 7,25) verwendet. Als Faerbung wurden die ueblichen Methoden mit verschiedenen Haematoxylinen und kuenstlichen Beizenfarbstoffen durchgefuehrt. Fuer die feineren Untersuchungen geben wir in jedem Falle der Osmiumsaeure-Eisenhaematoxylin-Methode den Vorzug, wie es auch in anderen Arbeiten, wie von Jacobs (1927), angeraten wird. Fuer die Darstellung der "chromophoben" Substanz des GA im Schnitt wurde an mit Sublimat-haltigen Fixadoren (Susa nach Heidenhain) behandeltem Material die Azan-Faerbung nach Heidenhain mit nachfolgender Anwendung von Lichtgruen (1% in waessriger Loesung) waehrend einer Dauer von 10 Minuten durchgefuehrt. Hierdurch wird die genannte Substanz kraeftig gruen gefaerbt (bei reiner Azan-Faerbung nur schwach blau), so dass auch in Teilungsstadien die Gegenwart des GA nachgewiesen werden konnte. Die Dictyosome erscheinen stark reduziert, aber deutlich erkennbar als schmale unterbrochene rote Umrandung der chromophoben Masse. Die Ergebnisse an Schnitten wurden im Phasenkontrast an lebenden Zellen nachgeprueft.

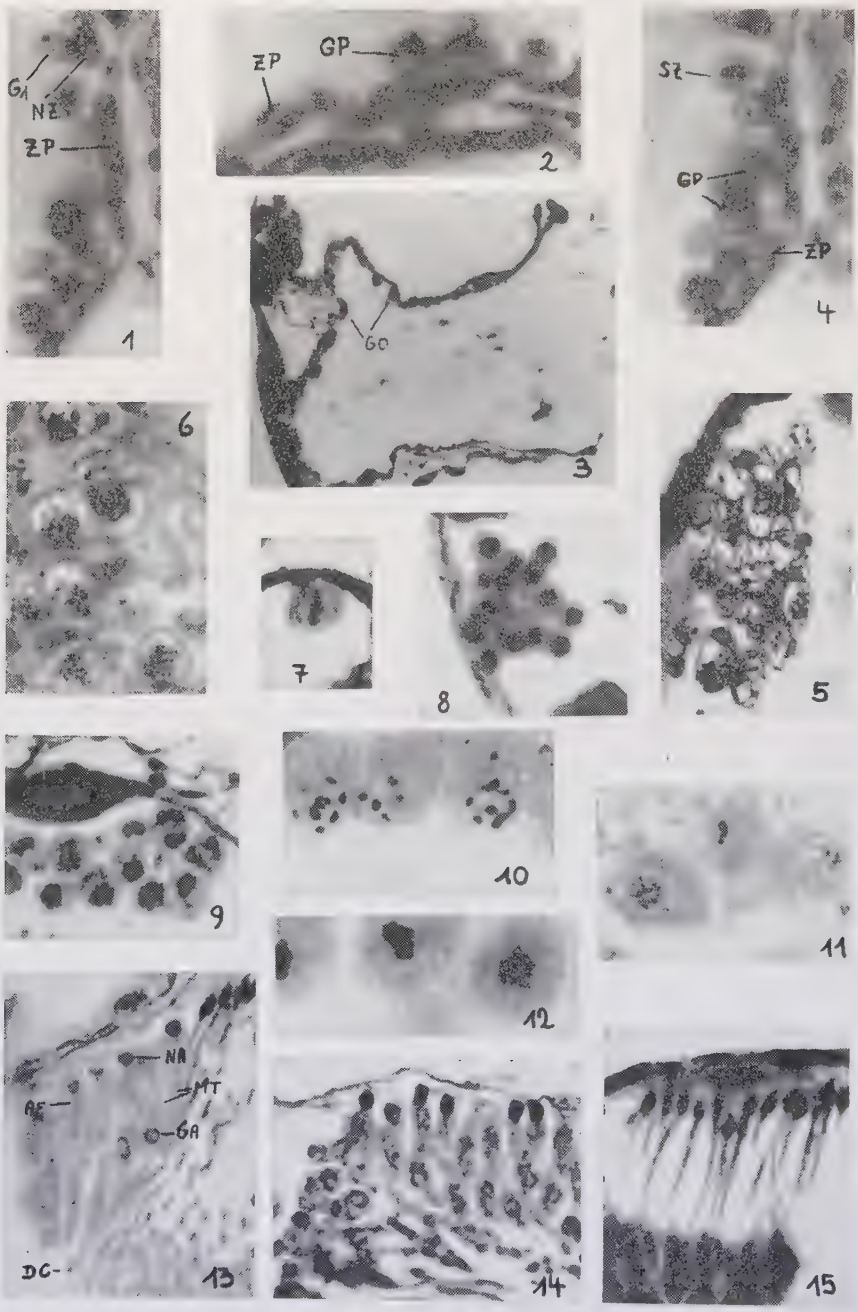


Fig. 1 — Keimlager (ZP) an der Follikelwand mit erster Telophase; G_1 = erstes Spermiogonium, NZ = Naehrzelle. Epitélio embrionário (ZP) situado sôbre a parede do folículo, com a primeira telófase; G_1 = espermiogônio primordial, NZ = célula nutridora. Fig. 2 — Keimlager an der Follikelwand; GP = proliferierende Zellen, ZP = Zellen des Keimlagers. Epitélio em-

DIE CHROMATISCHEN VORGAENGE IN DER SPERMIOGENESE

1. *Spermiogonien.*

In der Arbeit von Barth & Jansen (1959) wird bereits kurz auf die Teilungsvorgaenge der Spermiogonien eingegangen. Wir schliessen diese Beobachtungen in die vorliegende Darstellung mit ein, um ein vollstaendiges Bild der Teilungsvorgaenge zu erhalten.

Merton (1930) fand bei *Planorbis planorbis* und anderen europaeischen Arten dieser Gattung das Keimepithel an der Dorsalwand des Atriums, wie er den Beginn des Zwitterganges nennt, in den die Follikel des Ovotestis einmuenden. Bei den von uns untersuchten Arten von *Australorbis* (*glabratus olivaceus, centimetralis* und *nigricans*) konnten wir an diesem Epithel keine Zellen finden, die auf ein Keimlager hinweisen koennen. Der Teil der Dorsalwand des Atriums, der zwischen der Muendung benachbarter Follikel liegt, wird von einem Pflasterepithel ausgekleidet, wie wir es auch and der Ventralwand und den Seiten des Ganges finden. Der Muendungsbereich jedes Follikels, und zwar ein Teil seines Eingangs und ein ebenso grosser Teil der Atriumwand, der die Muendungsstelle umgibt, wird von einem hochzelligen Wimperepithel eingenommen, dessen foerdernder Wimperschlag aus dem Follikel hinaus und vom Atrium zum Zwittergang gerichtet ist, wie es an lebendem Material im Phasenkontrast leicht zu beobachten ist. Dass die Urkeimzellen, wie es Merton fuer *Planorbis* mitteilt, aus dem Atrium, ihrer Ursprungsstelle, in die Follikel aktiv einwandern, ist bei *Australorbis* wegen des Wimperepithels schlechterdings unmoeglich. Wir fanden das Keimlager in jedem Follikel, und zwar bei jungen Tieren ueber den groessten Teil — mit Ausnahme des blind geschlossenen Endes — sich erstreckend, bei aelteren Tieren aber auf den Anfangsteil des Follikels, im Anschluss an das Flimmerepithel, beschraenkt.

Die zur Entwicklung sich vorbereitenden Zellen proliferieren unter betraechtlichem Wachstum aus dem Keimlager hervor, und ihr Kern, wie auch ihre ganze Gestalt, runden sich dabei ab. Die Urkeimzellen

---

brionário situado sôbre a parede do folículo; GP = células em proliferacão; ZP = células do epitélio embrionário. Fig. 3 — Alter Follikel mit einigen restlichen Spermiogonien-Generationen (GO). Folículo esgotado com algumas gerações de espermiogônios restantes (GO). Fig. 4 — Keimlager mit "gestielter Zelle" (SZ) in Metaphase vor der Drehung der Spindelachse; GP = proliferierende Zellen; ZP = Zellen des Keimlagers. Epitélio embrionário com "cellula pedunculata" (SZ) em metáfase antes da torsão do eixo do fuso; GP = células em proliferação, ZP = células do epitélio embrionário. Fig. 5 — Spermiogonien-Generation im fruehen Bouquetstadium. Geração de espermiogônios no início do estado de "bouquet". Fig. 6 — Spermiogonien-Generation im spaeten Bouquetstadium. Geração de espermiogônios no fim do estado de "bouquet". Fig. 7 — Proliferierte Zelle des Keimlagers in der ersten Metaphase. Célula depois da proliferação na primeira metáfase. Fig. 8 — "Rosette" von Spermiogonien in Anaphase. "Rosetta" de espermiogônios em anáfase. Fig. 9 — Teile von 2 "Rosetten" von Spermiogonien in Metaphase. Partes de 2 "rosetas" de espermiogônios em metáfase. Fig. 10 — Spaete Diakinese der Spermiocyte. Diacínese avançada do espermiócito. Fig. 11 — Metaphase der Spermiocyten. Metáfase dos espermiócitos. Fig. 12 — Metaphase der Spermiocyten. Metáfase dos espermiócitos. Fig. 13 — Streckungsphase der Spermiden; AF = Axialfaden, DC = distales Centriol, GA = Golgi-Apparat, MT = Mitochondrien, NA = Nucleus mit Acrosom und proximalem Centriol. Fase de alongamento do espermídeo; AF = filamento axial, DC = Centríolo distal, GA = aparelho de Golgi, MT = mitocôndrios, NA = núcleo com acrosoma e centríolo proximal. Fig. 14 — Aeltere Streckungsphase der Spermiden. Fase de alongamento avançado do espermídeo. Fig. 15 — Bildung der Spiralfaeden waehrend der Streckungsphase der Spermiden. Formação dos filamentos espirais durante a fase do alongamento do espermídeo.

selbst bilden ein Syncytium und besitzen scheibenfoermige Kerne (Fig. 1 und 2, ZP) mit einem grossen Nucleolus, der sich auch in den primordialen Spermiogonien (GP) findet. Letztere bereiten sich anschliessend auf die erste mitotische Teilung vor. Diese mitotische Prophase laeuft in charakteristischer Weise in allen folgenden Vermehrungsteilungen ab.

Das im Ruhekern in einem feinfaedigen Innengeruest angeordnete, teilweise aber auch wandstaendige Chromatin (Fig. 25) verdichtet sich zu wenigen, schrittweise dicker werdenden Faeden (Fig. 26, mittlere Zelle), die teilweise noch miteinander vernetzt sind (Fig 27). Die Zellen liegen mit ihrer Basalflaeche der Follikelwand mehr oder weniger breit auf, sie werden jedenfalls nicht in das Lumen des Schlauches ausgestossen, wie es von verschiedenen Autoren fuer andere Arten oder auch fuer die hier untersuchte Art mitgeteilt wird (Watts fuer *Arion*, Azevedo & Gonçalves fuer *Australorbis glabratus*). Es kommt nicht selten vor, dass durch den Fixierungs-Schock oder durch mechanische Beeinflussung beim Praeparieren oder Schneiden einzelne Zellen von der Follikelwand abgerissen werden, oder aber es wird der Eindruck frei im Lumen flottierender Zellen durch Tangentialschnitt der zusammenhaengenden Zellgenerationen hervorgerufen. Zumeist wird dort, wo die primordialen Spermiogonien proliferierten, das Keimlager unterbrochen (Fig. 2); solche Stellen finden sich besonders in alten Tieren, wo die Follikelwaende oft auf grosse Strecken veroedet sind (Fig. 3). In jungen Tieren kann es eintreten, dass die primordialen Spermiogonien ihre Verbindung zur Follikelwand durch das Syncytium hindurch vermittels eines stielartigen Protoplasmaauslaeufers aufrecht erhalten (Fig. 4).

Die sich verdickenden Chromatinfaeden isolieren sich jetzt voellig und ordnen sich zu einem typischen Bouquetstadium in Schleifen an, deren Enden dem basalen Pol zugewandt liegen. Hier findet sich auch der grosse Nucleolus (Fig. 28). Im Gegensatz zu den Bouquetschleifen der Prophase zur ersten Reifeteilung sind die Faeden hier einfach (Fig. 28). Von den ersteren sind sie — abgesehen von der geringeren Kerngroesse der Spermiogonien — auch durch ihre groessere Anzahl zu unterscheiden. Ein weiterer Unterschied, der von besonderem Interesse sein duerfte, besteht darin, dass der Saeurewert des Spermiogonienkerns wesentlich geringer ist als in den Spermiocytenkernen, da in jenem (in demselben Schnitt beobachtet), bei neutraler Osmiumsaeurefixierung und Eisenhaematoxylinfaerbung, die Chromosome viel intensiver gefaerbt bleiben als in dem der Spermiocyten. Ob diese Unterschiede im isoelektrischen Punkt beider Chromosomenstadien mit der Koppelung der aequivalenten Chromosome der Prophase der Spermiocyten in Zusammenhang gebracht werden kann, liegt nahe zu vermuten, ist aber vorerst in keiner Weise nachgewiesen. Bei dem "Bouquetstadium" der Spermiogonien handelt es sich nicht um ein solches, das mit dem der Spermiocyten verglichnen werden kann, da hier keine Pseudoreduktion der Chromosomenzahl eintritt. Wir ziehen aus diesem Grunde hier vor, die Bezeichnung "Pseudobouquetstadium" oder kuerzer "Pseudosynapsis" zu benutzen.

In der Figur 29a ist ein Querschnitt durch ein Spermiogonium in Pseudosynapsis dargestellt, wobei auffaellt, dass die aufsteigenden Aeste in der Naehe des Nucleolus gedraengt liegen und duenner sind als die absteigenden, mehr peripher im Kern gelegenen Faeden. Laengsschnitte durch Spermiogonien-Generationen in der Pseudosynapsis zeigen die Fig. 5 und 6. Nach diesem Stadium, das relativ lange besteht, da es in grosser Anzahl in jedem Ovotestis zu beobachten ist, bilden sich schnell durch Verkuerzen der Faeden die Chromosome aus. Sie liegen in der Aequatorialplatte so dicht (Fig. 30), dass nur auf Quetschpraeparaten ihre Anzahl (36) festgestellt werden kann.

Die Aequatorialplatte steht zur Zeit der Metaphase senkrecht auf der Follikelwand (Fig. 7). Waehrend der Anaphase jedoch verlagert sie sich in der Weise, dass die Spindelachse aus der parallelen Lage in die senkrechte uebergeht (Fig. 26; Fig. 1, G_1, NZ). In dieser Lage vollendet sich die erste Teilung (Fig. 31). Von den beiden neuentstandenen Zellen bleibt eine in breiter Verbindung mit der Follikelwand und stellt die zukuenftige Basal- oder Naehrzelle dar. Ueber ihre Entwicklung und ihren Funktionsablauf wurden bereits in der Arbeit von Barth & Jansen (1959) Beobachtungen bekannt gegeben, die sich an die von Merton anschliessen. Wir beobachteten die lebende Naehrzelle im Phasenkontrast. Da bei aelteren Zellen das Innere zeitweise bedeutende Mengen an Protoplasma und Naehrstoffen, sowie phagocytierten Substanzen enthaelt, ist die Phasenverschiebung relativ gross. Die durch Zerzupfen der Follikel in isotonischer Loesung isolierten Naehrzellen, die bei dieser Behandlung ihre anhaengenden reproduktiven Zellen verlieren oder wenigstens teilweise davon befreit werden, zeigen die schon von Merton charakterisierte Pseudopodienbildung und eine langsame amoeboide Bewegung. Aus der sehr geringen Phasenverschiebung in den Pseudopodien ist zu schliessen, dass an deren Bildung ausschliesslich undifferenziertes Protoplasma beteiligt ist. In der Figur 32 ist eine solche Zelle in 6 verschiedenen Bewegungsstadien mit je drei Minuten zeitlichem Abstand dargestellt.

Die zweite nach der beschriebenen Teilung entstehende Zelle ist die Mutterzelle der folgenden Spermiogonien-Generationen. Sie bildet durch eine basale Anastomose mit der Naehrzelle eine direkte Verbindung (Fig. 31). Nach einer kurzen Zwischenphase bereitet sie sich auf die erste Vermehrungsteilung vor. Streng genommen ist sie nicht das eigentliche primordiale Spermiogonium, sondern als solches muss jede aus dem Keimlager sich individualisierende Zelle betrachtet werden. Die Mutterzelle bildet ihre Spindel parallel zur Oberflaeche der Naehrzelle und damit parallel zur Follikelwand aus. Diese Lagerung der Spindelachse finden wir von hier ab in allen folgenden Vermehrungs- und Reifungsteilungen, so dass alle Zellgenerationen sich nur in einer Flaeche ausbreiten koennen, die der Oberflaeche der Naehrzelle entspricht. Diese waechst nun in die Breite und wird niedriger, einen stetig

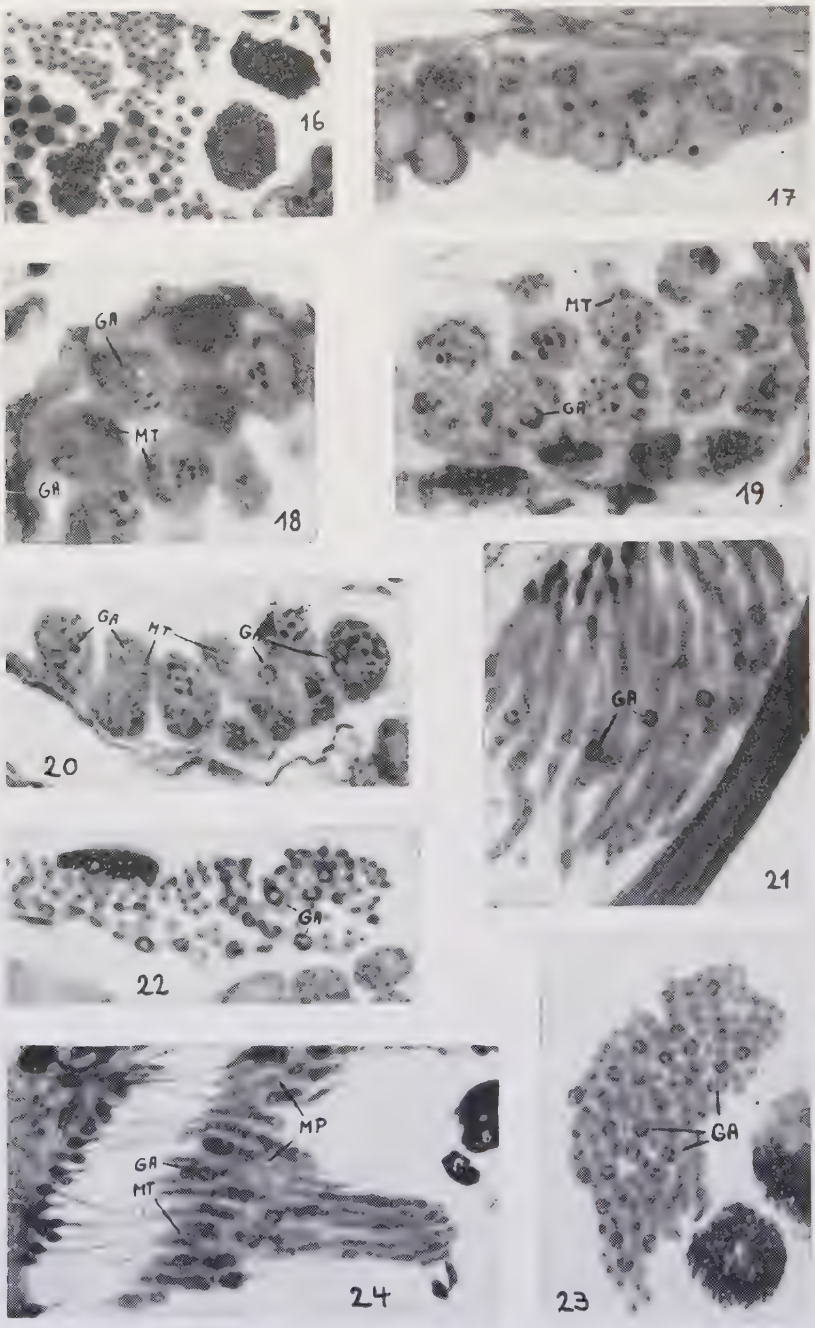


Fig. 16 — Gruppen von Spermien im Querschnitt in verschiedenen Kondensationstadien. Grupos de espérmios, em corte transversal, em diferentes fases de condensação. Fig. 17 — Golgi-Apparat und Mitochondrien in Spermiocyten am Ende der Wachstumsphase. Aparelho de Golgi e mitocôndrios no fim da fase de crescimento. Fig. 18 und 19 — Golgi Apparat (GA)

wachsenden Diskus darstellend, dessen Kern sich entsprechend der Abflachung der Zelle ebenfalls in eine, oft an den Raendern gelappte Scheibe umwandelt. Die beiden neuen Zellen des 4-Zellenstadiums bleiben ebenfalls durch Anastomosen mit der Naehrzelle verbunden (Fig. 33). Diese Vermehrungsteilungen wiederholen sich bis zur Bildung von 32 Spermiogonien. Hierzu sind, anfangend mit der aus dem Keimlager proliferierenden Urkeimzelle, im ganzen 6 Teilungen notwendig, die alle in der gleichen Weise, wie oben geschildert, ablaufen. Alle neugebildeten Zellen bleiben mit der Naehrzelle in Verbindung. Diese wird in den ersten Stadien durch Anastomosen hergestellt, die letzten 4 Phasen mit 16 und 32 Spermiogonien, bzw. 32 Spermiocyten, und mit 64 Praespermiden und 128 Spermiden bilden keine direkten Plasmaverbindungen mit der Naehrzelle, sondern liegen mit breiter Basis deren Oberflaeche an. Die spaeteren Entwicklungsstadien der Spermiden dringen mit dem Acrosom in die Naehrzelle ein oder haken sich in dieser fest, indem sie die obere Zellmembran einbuchten (Barth & Jansen, 1959). In den Figuren 33 und 34 und den Fig. 8 und 9 sind Vermehrungsteilungen der Spermiogonien wieder gegeben. Die Morula-foermige Gestalt jeder Zellgeneration beruht auf der starken Woelbung der Oberflaeche der Naehrzelle in diesen jungen Stadien.

Nicht selten beobachtet man in den Follikeln eine Anzahl von 256 Spermien in einer Generation, so dass in diesem Falle eine zusaetzliche Spermiogonienteilung eingeschoben worden ist.

Die Feststellung der Anzahl der Teilungen erfolgte auf folgende regressive Weise: Es wurden mit dem Zeichenapparat die Spermien eines Querschnittes durch ein Buendel aufgezeichnet und ausgezaehlt. Da jede Generation von reproduktiven Zellen eine Potenz von 2 darstellt, ist die naechst tiefere Potenzzahl von 2 die Anzahl der Praespermiden. Wurden 128 Spermien gezaehlt, so sind 64 Praespermiden vorhanden und, dementsprechend 32 Spermiocyten, die sich durch zwei Reifeteilungen in 128 Spermien verwandeln. Diese 32 Spermiocyten sind durch 5 Aequationsteilungen aus der Mutterzelle entstanden, die einer ebensolchen Teilung ihre Entstehung aus der Urkeimzelle (proliferierende Zelle) verdankt. Ihre Schwesterzelle ist die Naehrzelle. Im Verlauf der Spermiogenese treten bei *Australorbis glabratus olivaceus* demnach 8

---

und Mitochondrien (MT) waehrend der Diakinese. Aparelho de Golgi (GA) e mitocôndrios (MT) durante a diacínese. Fig. 20 — Golgi-Apparat (GA) in Aufloesung am Ende der Diakinese; MT = Mitochondrien. Aparelho de Golgi (GA) em desintegração no fim da diacínese; MT = mitocôndrios. Fig. 21 — Golgi-Apparat (GA) im Streckungsstadium der Spermiden im Laengsschnitt. Aparelho de Golgi (GA) no estado de alongamento do espermídeo em corte longitudinal. Fig. 22 und 23 — Golgi-Apparat im Streckungsstadium der Spermiden im Querschnitt. Aparelho de Golgi no estado de alongamento do espermídeo em corte transversal. Fig. 24 — Golgi-Apparat im Streckungsstadium der Spermide im Laengschnitt. Spaeteres Stadium zu Beginn der Wanderung des "Mitochondrienplasmas" (MP); MT = Mitochondrien. Aparelho de Golgi no estado de alongamento do espermídeo em corte longitudinal. Estado mais avançado, durante o início da migração do "protoplasma dos mitocôndrios" (MP); MT = mitocôndrios.

Zellteilungen auf. Die erste Teilung hat zwar eine Zellvermehrung, aber keine Spermiogonienvermehrung zur Folge. Das Schema der Figur 35 verdeutlicht diese Vorgaenge.

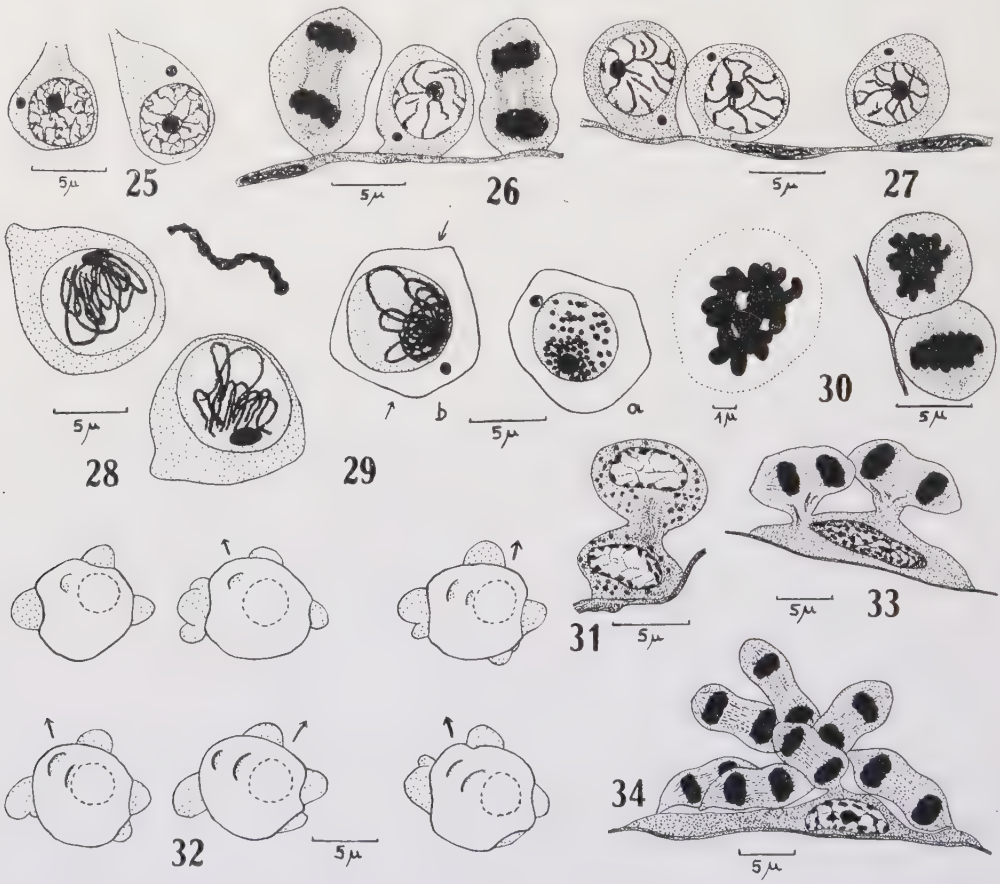


Fig. 25 — Zwei Spermiogonien im Ruhestadium. Dois espermiogônios em estado de repouso. Fig. 26 — Primordiale Spermiogonien (proliferierende Zellen); eine in Prophase, zwei in Anaphase. Espermiogônios primordiais (células em proliferação); um em prófase, dois em anáfase. Fig. 27 — Primordiale Spermiogonien (proliferierende Zellen) in Prophase. Espermiogônios primordiais (células em proliferação) em prófase. Fig. 28 — Zwei Spermiogonien im Pseudobouquetstadium. Oben rechts Teil einer Schleife stark vergroessert. Dois espermiogônios em estado de "pseudobouquet". Em cima, parte de uma alça fortemente aumentada. Fig. 29 — Spermiogonien im Pseudobouquetstadium. a = Querschnitt der Zelle in Richtung der Pfeile in b. Espermiogônios em estado de "pseudobouquet". a = corte transversal da célula em direção das setas em b. Fig. 30 — Spermiogonien in Metaphase in Aufsicht und Seitenansicht. Espermiogônios em metáfase, de cima e de lado. Fig. 31 — Telophase des primordialen Spermiogoniums mit Spindelrest und Mitochondrien. Telófase do espermiogônio primordial com restos do fuso e mitocôndrios. Fig. 32 — Sechs sich folgende Bewegungsstadien einer Naehrzelle (punktiert: Cytoplasma der Pseudopodien; gestrichelter Kreis: Lage des Zellkernes). Zeitdifferenz zwischen den Stadien jeweils drei Minuten. Phasenkontrast. Seis estádios conseqüentes de locomoção de uma célula nutridora (pontilhado: citoplasma dos pseudopódios; círculo traçado: posição do núcleo celular). Intervalo entre os estádios, cada vez, três minutos. Contraste de fases. Fig. 33 — Zwei Spermiogonien der 8-Zellen-Generation in Anaphase auf der Naehrzelle. Dois espermiogônios da geração com 8 células em anáfase, dispostos sôbre a célula nutridora. Fig. 34 — Sieben Spermiogonien der 16-Zellen-Generation in Anaphase auf der Naehrzelle. Sete espermiogônios da geração com 16 células em anáfase, dispostos sôbre a célula nutridora.

2. *Spermiocyten und Reifungsteilungen.*

Nach der letzten Spermiogonienteilung tritt der Kern in ein laengeres Ruhestadium ein, wobei sein Chromatin fein verteilt in annaehernd gleich grossen Partikeln auf einem reich verzweigten Liningeruest liegt, das mit Eisenhaematoxylin wenig deutlich, mit Azan-Faerbung nach Sublimatfixierung wesentlich besser sichtbar gemacht werden kann. Waehrend der Ruhezeit des Chromatins waechst die junge Spermiocyte schnell an, wobei ihr Protoplasma weniger kondensiert erscheint, jedoch keine Vakuolen bildet. Auch der Kern nimmt an Groesse zu, vornehmlich durch Aufnahme von Fluessigkeit, jedoch wird das Chromatin auch volumoeser, was wohl auf einem Quellungsvorgang beruht, da nach diesem Vorgang die Faerbbarkeit in starkem Masse nachlaesst. Die Anzahl der Strukturelemente der chromatischen Komponente des Kerns erhoeht sich nicht. Am Ende der chromatischen Ruhephase finden wir das Bild der Figur 36. Der Kern mit einem grossen, scharf gezeichneten Nucleolus wird von dem lockeren Geflecht chromatintragender Faeden durchzogen, die miteinander anastomosieren und den Nucleolus ueberziehen, der, wie eine Nachpruefung im Phasenkontrast zeigt, hierdurch im Kernlumen aufgehaengt ist. In Kernnaehe liegt, von einem schwach faerbbaren Hof umgeben, das Doppelcentriol (Diplosom) und der "chromatoide Koerper", ueber dessen Natur und Funktion nichts Naeheres ausgesagt werden kann.

Die Chromatinfaeden beginnen anschliessend mit einer laenger waehrenden Kondensations- und Kontraktionsphase, die sich anfangs im Stadium der groben Chromatinkoerner (Fig. 37) manifestiert, indem sich das Geruest der "diffusen Chromosome" des chromatischen Ruhestadiums in zahlreiche selbstaendige, nicht anastomosierende Teile zerlegt, auf denen sich das Chromatin zu groesseren oder kleineren, unregelmaessig verteilten Partikeln zusammenzieht und in sich kondensiert, was aus der jetzt staerkeren Faerbbarkeit zu schliessen ist. Wir versuchten, die Anzahl der Faeden dieses Stadiums zu zaehlen, und fanden ueber dreissig; die genaue Anzahl zu ermitteln, ist technisch schwierig, da die Faeden teilweise verzweigt sind. Da die haploide Chromosomenzahl 18 betraegt (Azevedo & Gonçalves, 1956; Barth & Jansen, 1959), haben die jungen Spermiocyten 36 Chromosomen. Da sich andererseits die Faeden der groben Chromatinkoerper in Chromosome umwandeln, koennen wir annehmen, dass auch hier, wie in anderen Beispielen der Spermienentwicklung anderer Tierarten, die Anzahl der Faeden mit dem diploiden Chromosomensatz uebereinstimmt.

Aus diesen, haeufig verzweigten Faeden mit unregelmaessig angehaeuftem Chromatin, bilden sich durch Streckung und gleichmaessige Verteilung des Chromatins duenne Faeden aus (Fig. 38), die sich vom Nucleolus abloesen, der nun zum basalen Pol der Spermiocyte wandert. Waehrenddessen bildet jeder Faden eine Schleife (Fig. 39a), deren beide Enden sich zum basalen Pol orientieren (Fig. 39b), wo sie sich um den Nucleolus lagern. Ein Querschnitt durch eine Zelle dieses

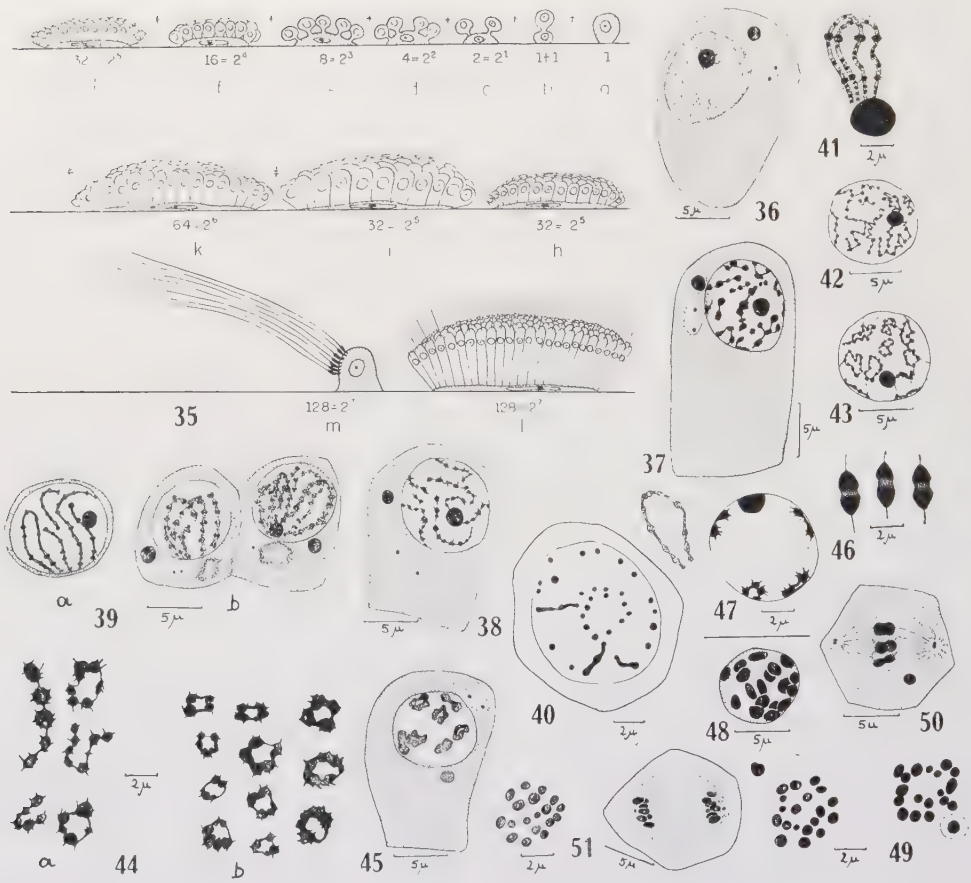


Fig. 35 — Schema der Teilungsvorgaenge waehrend der Spermiogenese. Einfaches Kreuz: Vermehrungsteilungen; doppeltes Kreuz: Reifungsteilungen. Esquema do mecanismo das divisões durante a espermiogênese. Cruz simples: divisões de multiplicação; cruz dupla: divisões de maturação. Fig. 36 — Spermiocyte im Stadium der diffusen Chromosome. Espermiócito em estado de cromossomas difusos. Fig. 37 — Spermiocyte im Stadium der Kondensation des Chromatins. Espermiócito em estado de condensação da cromatina. Fig. 38 — Spermiocyte im Stadium der groben Chromatinkoerper. Espermiócito, com corpúsculos cromáticos grosseiros. Fig. 39 — Spermiocyten im Bouquetstadium; a = Spaeteres Stadium bei fortgeschrittener Parallelkonjugation; b = Zwei juengere Stadien mit teilweise erhaltenem Golgi-Apparat. Espermiócitos em "bouquet"; a = conjugação paralela avançada; b = dois estados mais recentes, com aparelho de Golgi parcialmente conservado. Fig. 40 —Spermiocyte im Bouquetstadium im Querschnitt. Oben eine einzelne, noch nicht konjugierte Schleife. Corte transversal de espermiócito em "bouquet". Em cima uma alça isolada, ainda não conjugada. Fig. 41 — Beginnende Parallelkonjugation zweier aequivalenter Schleifen des Bouquetstadiums. Início da conjugação paralela de duas alças equivalentes do estado de "bouquet". Fig. 42 — Spermiocytenkern. Aufloesung des Bouquetstadiums. Núcleo do espermiócito, dissolução do estado de "bouquet". Fig. 43 — Spermiocytenkern. Beginn der Bildung der Tetradenringe. Núcleo do espermiócito. Início da formação dos anéis das tétrades. Fig. 44 — Tetradenentwicklung im Spermiocytenkern. a) fruehe; b) spaetere Stadien. Desenvolvimento das tétrades no interior do núcleo de espermiócito. a) estados iniciais; b) estados posteriores. Fig. 45 — Spermiocyte waehrend der Diakinese. Espermiócito durante a diacinese. Fig. 46 — Chromosome aus der fruehen Aequatorialplatte der ersten Reifeteilung. Cromossomas da placa equatorial inicial da primeira divisão de maturação. Fig. 47 — Spermiocyte. Periphere Lage der Tetraden. Espermiócito. Posição periférica das tétrades. Fig. 48 — Spermiocyte. Fast reife Chromosome, kurz vor der Bildung der Aequatorialplatte der ersten Reifungsteilung. Espermiócito. Cromossomas quase maduros, imediatamente antes da formação da placa equatorial da primeira divisão de maturação. Fig. 49 — Anordnung der Chromosome in der Aequatorialplatte der ersten Reifungsteilung. Im punktierten Kreis: der chromatoide Koerper. Cromossomas na placa equatorial da primeira divisão de maturação. No círculo pontilhado: o corpo cromatóide. Fig. 50 — Metaphase der ersten Reifungsteilung. Metáfase da primeira divisão de maturação. Fig. 51 — Metaphase der zweiten Reifungsteilung, links Aufsicht auf die Aequatorialplatte. Metáfase da segunda divisão de maturação, à esquerda placa equatorial vista de cima.

Stadiums, wiedergegeben in Figur 40, zeigt die Lage der Schleifen in Bezug auf die Laengsachse der Spermiocyte. Dabei legen sich die korrespondierenden Chromosomenfaeden parallel aneinander (Fig. 41). Diese Konjugation scheint aber nicht in allen Faeden gleichzeitig aufzutreten. Wir fanden die grosse Schleife der Figur 41 haeufiger in Konjugation, die kleineren dagegen haben wir in diesem Stadium nicht beobachten koennen, so dass wir vermuten, dass dieser Vorgang bereits vor der Ausbildung des "Bouquets" ablaeuft; dann aber ueberlagern sich die sich ordnenden Faeden so stark, dass eine Unterscheidung nicht moeglich ist. Auch die konjungierenden grossen Schleifen sind nur selten in guenstiger Stellung gelegen.

Das Bouquetstadium erstreckt sich ueber einen laengeren Zeitraum, da es in einer grossen Anzahl von Zellgenerationen gleichzeitig gefunden wird. Es lassen sich jedoch graduative Unterschiede in Bezug auf den Kondensationsgrad feststellen und zwar in der Form, dass juengere Schleifen aus weniger dichtem, aeltere aus dichterem Material bestehen. Auch sind die aelteren auffallend kuerzer als die juengeren, so als ob bereits in diesem Stadium die sich im folgenden staerker auswirkende Kontraktion der chromatischen Komponente des Kerns sich bemerkbar macht. Von dem Bouquetstadium der Spermiogonienteilungen (Pseudosynapsis) unterscheidet sich das der Spermiocyten (Synapsis) dadurch, dass die Zellen der letzteren mehrfach umfangreicher sind, da sie die Wachstumsphase fast beendet haben und dass die Anzahl der Chromosomenfaeden nur die Haelfte betraegt (Pseudoreduktion), ebenso dass die Faeden dicker sind und die Chromatinpartikel immer als Doppelkoerner erscheinen. Ausserdem bestehen noch grundlegende Unterschiede in der Form des GA beider Stadien, sowie der Beziehung der Zellen zur Naehrzelle. Ob in diesem Stadium der sekundaere Laengsspalt gebildet wird, konnte nicht beobachtet werden.

Gegen Ende des Bouquetstadiums loest sich die polare Anordnung der Schleifen auf und sie verteilen sich regellos ueber das ganze Kerninnere. Dabei werden sie in einer charakteristischen Weise verformt, und zwar dadurch, dass an groesseren Chromomeren der Faden eine scharfe Knickung erfaehrt (Fig. 42). Jedes dieser unregelmaessig geformten Baender schliesst sich darauf, durch Zusammenlegen der beiden Enden, zu einer ebenso unregelmaessigen, geschlossenen Form (Fig. 43), wobei die groesseren Chromomeren weiterhin sichtbar bleiben. Haeufig lassen sich hier chiasmaaehnliche Ueberkreuzungen beobachten, die aber ebenso gut auf Zufallserscheinungen der Lagerung oder Drehung der Figur wie auf das Vorhandensein eines Chromatinaustausches hindeuten koennen. Bei der Bildung der geschlossenen Figuren erfolgt eine deutliche Zusammenziehung des Chromatins in Folge Verkuerzung der Abstaende zwischen den Chromomeren, von denen duenne Faeden ausgehen, die hier und da die einzelnen Figuren untereinander verbinden, wie das auch schon im Bouquetstadium zu beobachten ist (Fig. 41, 43 und 44).

Die Verkuerzung der Abstaende zwischen den Chromomeren schreitet weiter fort, bis sich schliesslich die bekannten Tetradenringe bilden

(Fig. 44b), die bei weiterer Kontraktion und Kondensation (Fig. 45) die Chromosome der ersten Reifungsteilung darstellen (Fig. 46). Die Tetraden, die anfangs zumeist peripher liegen (Fig. 47 und 10), verteilen sich waehrend dieses Vorgangs ueber den ganzen Kernraum (Fig. 48). Gegen Ende der Verdichtungsphase wandert jedes der beiden, vorher im Diplosom zusammenliegenden Centriole zu einem der beiden Kernpole. Diese sind wie bei den Spermiogonien durch die Lage des Kerns in der Zelle festgelegt und liegen in der Querachse des Kerns, so dass sich die Spindel immer parallel zur Follikelwand einstellen muss. Welcher Faktor diese fruehzeitig orientierte Polaritaet des Kerns festlegt, ist unbekannt. Der Nucleolus hat sich gegen Ende der Kontraktionsphase aufgeloest, ebenso verschwindet jetzt die Kernmembran.

Die nun frei in der Zelle liegenden 18 Chromosome werden von den Spindelfasern eingefangen und ordnen sich in der Aequatorialebene zur Metaphasenfigur an (Fig. 49 und 50, 11 und 12). Nach der Teilung der Zelle wird kein laengeres Ruhestadium angeschlossen, sondern es bildet sich sogleich die zweite Reifungsspindel (Fig. 51), die bereits waehrend der ersten Reifungsteilung dadurch vorbereitet wurde, dass die Centriole sich in der ersten Metaphase teilen (Fig. 50). Die nach der zweiten Metaphase entstandenen Spermiden treten in die Histogenese ein, an deren Ende die reifen Spermien stehen. Auch die zweite Reifungsspindel liegt parallel zur Follikelwand. Der Kerndurchmesser der Spermiocyte am Ende der Wachstumsphase verringert sich von 10,2μ auf 4,9μ in der jungen Spermide.

3. *Spermiden.*

Nach der Neuformung des Kerns in der jungen Spermide desintegrieren die Chromosome, wobei jedoch zwei kleine Chromatinkoerper in kondensierter Form noch laenger erhalten bleiben. Ob diese mit den Heterosomen zu homologisieren sind, ist eine offene Frage. Sie lassen sich durch die ersten Stadien der Histogenese bis zum Beginn der Streckungsperiode in den zukuenftigen Spermienkoepfen verfolgen, bis sie dem allgemeinen Chromatinzerfall anheim fallen.

Wie weiter unten bei Besprechung des GA des naeheren dargelegt wird, bildet dieser das Acrosom, das sich in Form einer kleinen Halbkugel auf den apikalen Pol des zukuenftigen Spermiums legt (Fig. 53c und 54) und sofort darauf zu einer scheibenfoermigen Platte auslaeuft (Fig 53d und e). Diese, anfangs mehr oder weniger gleichmaessig duenn, sondert sich in einen aufragenden Seitenring und einen zentralen Hoecker, die beide auf einer duennen Grundplatte stehen (Fig. 55, 56 und 57b). Da der Kern waehrenddessen in den zukuenftigen apikalen Pol der Spermiden gewandert ist, legt sich die Acrosomplatte gegen die apikale Zellmembran, die ihrerseits der Naehrzelle direkt aufsitzt. Die apikale Kernmembran flacht sich ab (Fig. 55) und der zentrale Hoecker beginnt sich dornfoermig zu verlaengern (Fig. 58), so dass er gegen die obere Zellmembran stoesst. So wie es den Anschein erweckt, weicht die Kernmembran, dem mechanisch auf sie wirkenden Wachstumsdruck

nachgebend, in das Kerninnere hinein, so dass eine zunehmend tiefer werdende Eindellung entsteht, deren Rand von dem peripheren Seitenring des Acrosoms gebildet wird (Fig. 55, 57a, 58, 59 und 60). Beim weiteren Wachstum ragt der zentrale Hoecker aus der Hoehlung hervor und bohrt sich in die Naehrzelle ein, so die Spermide fest an ihr verankernd. Ob der Haken, der sich leicht kruemmt, die beiden Zellmembranen durchbohrt oder vor sich herschiebt, liess sich mit optischen Mitteln nicht feststellen.

Das Chromatin des Spermidenkerns ist waehrenddessen in solcher Weise zerfallen, dass es nicht mehr in granulierter Form nachweisbar ist, mit Ausnahme der oeben erwaehnten, wahrscheinlich heterochromatischen Koerper. Der Kerninhalt zeigt nach Faerbung mit Eisenhaematoxylin eine blaeulichgraue Truebung, die basal und an der Peripherie mitunder staerker betont ist.

Die beiden Centriole liegen nach der letzten Telophase basal vom Kern, beginnen aber sofort nach der Rekonstruktion des Kerns sich in ein proximales und distales Centriol zu unterscheiden, indem das eine sich zum basalen Kernpol in Bewegung setzt, das andere aber zum basalen Zellpol wandert, wobei zwischen beiden ein duenner Faden gebildet wird (Fig. 94), der mit der Wanderung stetig weiter waechst. Das distale Korn verlagert sich mit dem Laengenwachstum der Spermide, nachdem es vorher schon einen duennen Faden in zentrifugaler Richtung gebildet hat, der die basale Zellmembran durchstoesst und den zukuenftigen Schwanzfaden des Spermiums bildet (Fig. 60), waehrend der zwischen den beiden Centriolen sich bildende Faden dem zukuenftigen Halsteil oder Mittelstueck des Spermiums entspricht.

Waehrend der Zellkoerper in die Laenge waechst und sich der intrazellulaere Faden des Mittelstuecks dementsprechend verlaengert, behaelt der extrazellulaere Schwanzfaden seine Laenge von 55 bis 75μ bei. Das proximale Centriol hat sich an die Kernbasis fest angelegt und entsendet, im Augenblick der Auflagerung des Acrosoms auf den apikalen Kernpol, einen duennen Faden in der vertikalen Achse des Kerns aus, der diesen bis zu seinem apikalen Pol durchzieht (Fig. 53d und 57).

Die Streckung der gesamten Zelle geht jetzt schnell vor sich (Fig. 13). Gleichzeitig beginnt auch der Kern sich zu strecken. Hierbei wird der apikale, bisher eingesenkte Kernpol, der der Naehrzelle aufsitzt, schmaler und die Hoehlung flacht sich mehr und mehr aus (Fig. 61), bis zuletzt der Kern in eine Spitze auslaeuft, der das Acrosom, dessen Basis ebenfalls zusammengezogen wurde, als langausgezogener, leicht gekruemmter Kegel aufsitzt (Fig. 62). Das proximale Centriol teilt sich; ein Teil legt sich der Basis des Kerns kappenfoermig an, der andere bildet eine Scheibe, die durch einen kurzen Faden mit dem ersteren in Verbindung bleibt.

Die Streckung der Zelle hat gleichzeitig ihren Hoehepunkt erreicht (Fig. 14), wobei in Kernnaehe eine groessere Protoplasmamenge zurueckgeblieben ist, waehrend das Wachsen des Axialfadens des Mit-

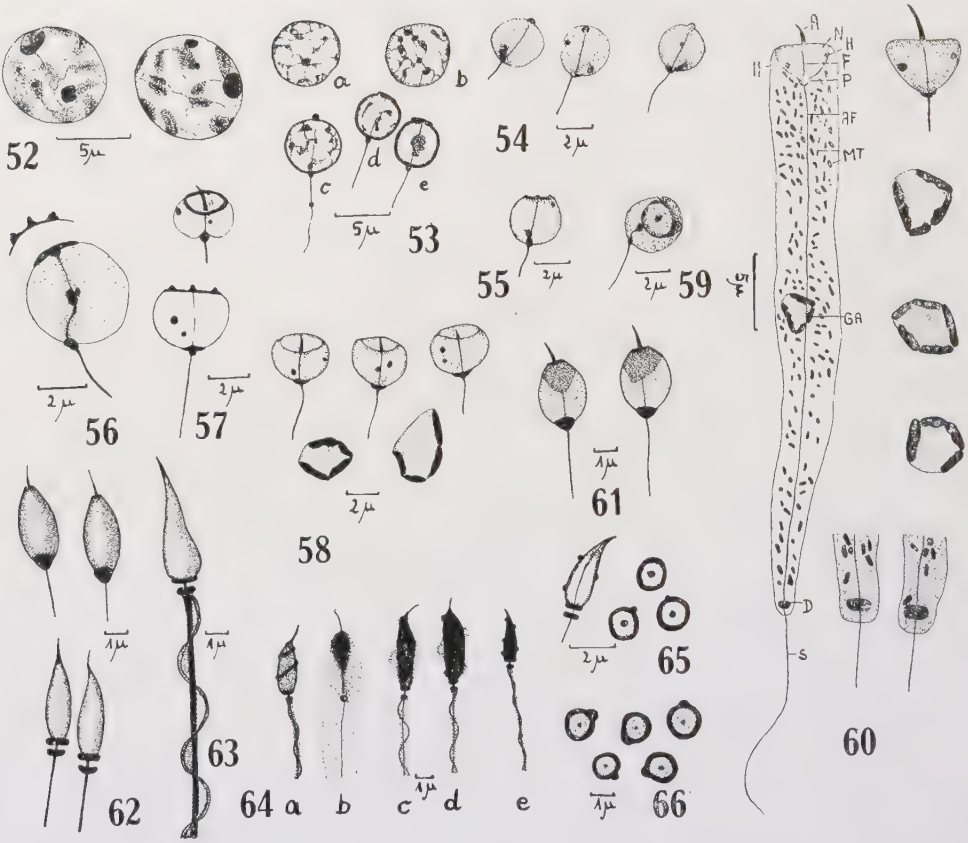


Fig. 52 — Zwei junge Spermidenkerne mit den zwei heteropycnotischen Chromosomen. Dois núcleos novos de espermídeo com os dois cromossomas heteropicnóticos. Fig. 53 — Spermidenkerne. a) und b): junge Stadien; c) bis e): aeltere Stadien, bereits mit Acrosom und Axialfilament. Fortschreitende Aufloesung der Chromatinkonkrete und Kondensation an der Kernwand. Núcleos de espermídeos. a) e b): estados novos; c) — e): estados mais avançados, já com acrosoma e filamento axial. Desintegração contínua dos copúsculos cromáticos e condensação sôbre a parede núclear. Fig. 54 — Drei Spermidenkerne mit Acrosom und dem den Kern durchstossenden Faden des proximalen Centriols. Três núcleos de espermídeos com acrosoma e filamento do centríolo proximal, penetrando no núcleo. Fig. 55 — Kern der Spermide mit beginnender Abflachung und Einsenkung der apikalen Polregion. Acrosom ausgebreitet und den Randwulst und den Centralkegel zeigend. Núcleo de espermídeo no início do achatamento e abaixamento da região do pólo apical. Acrosoma espalhado, mostrando a saliência marginal e o cone central. Fig. 56 — Kern der Spermide mit sich ausbreitendem Acrosom. Oben Acrosom seitlich gesehen, spaeteres Stadium mit Randwulst und Zentralkegel. Núcleo de espermídeo com acrosoma, espalhando-se. Em cima acrosoma visto de lado, estado avançado com saliência marginal e cone central. Fig. 57 — Spermidenkerne. Oben: dreidimensional gezeichnet, um den Zentralkegel in der apikalen Einsenkung zu zeigen. Unten: optischer Laengsschnitt eines frueheren Stadiums mit abgeflachter Polregion und mit Zentralkegel und Randwulst des Acrosoms. Núcleos de espermídeos. Em cima: apresentação tridimensional, mostrando o cone central na escavação apical. Em baixo: corte ótico longitudinal de um estado novo com região polar plana, mostrando o cone central e a saliência marginal do acrosoma. Fig. 58 — Spermidenkerne mit tief eingesenktem Zentralkegel. Unten: zwei Anblicke des Golgiapparats aus denselben Zellen. Núcleos de espermídeos com cone central profundamente abaixado. Em baixo: dois aspectos do aparelho de Golgi das mesmas células. Fig. 59 — Spermidenkern mit tiefer Einsenkung des Zentralkegels. Núcleo de espermídeo com escavação profunda e cone central. Fig. 60 — Spermide. Links: ganze Zelle mit Acrosom (A), Kern (N) mit Zentralfaden (F) und den Resten der beiden heteropycnotischen Chromosome (H), proximalem Centriol (P), Axialfaden (AF), Mitochondrien (MT), Golgi-Apparat (GA), distalem Centriol (D) und Schwanzfilament (S). Oben rechts: Kern vergroessert; darunter: drei Anblicke des Golgi--Apparats; unten rechts: zwei Anblicke der Region des distalen Centriols. Espermídeo. A

telstuecks nur von einer geringen Menge von Protoplasma begleitet ist. Die Mitochondrien und der GA sind in der apikalen Protoplasmaansammlung verblieben. Es beginnt jetzt die Wanderung dieser als "Mitochondrienplasma" bezeichneten Formation laengs des sich endgueltig streckenden Axialfilaments des Mittelstuecks, wie es von Barth & Jansen (1960) beschrieben wurde. Dabei wandeln sich die Mitochondrien in die beiden Spiralfaeden des Mittelstuecks um (Fig. 15). Am Ende der Wanderung wird der GA eliminiert, und nach Bildung der Spiralfaeden kehrt der Rest des Protoplasmas mit einigen restlichen Mitochondrien zum apikalen Pol schnell zurueck, laesst jedoch ueber das ganze Mittelstueck verteilt einen Protoplasmamantel zurueck. Der Protoplasmarest formt um den Kern herum eine Kugel, die abgeschnuert und von der Naehrzelle phagozytiert wird. Naeheres ueber diesen komplexen Vorgang findet sich in der zitierten Arbeit und braucht hier nicht wiederholt zu werden.

Die beiden Spiralfaeden haben eigenartigerweise keinen feststehenden Abstand voneinander, teils liegen sie sich auf dem Querschnitt gegenueber, teils nur um 90° versetzt, teils aber auch unmittelbar nebeneinander (Fig. 63).

Das distale Centriol, das anfangs scheibenfoermig gestaltet war, formt sich am Ende der Streckungsphase des Axialfadens zu einem glockenfoermigen Koerper um, dessen nach oben gerichtete Oeffnung das Ende des Axialfadens aufnimmt. Dieser setzt sich im Inneren der Hoehlung fest, waehrend vom distalen Ende des Centriols der nackte Schwanzfaden abgeht (Fig. 67c).

Ueber die Oberflaeche des Kerns laeuft — entgegen dem Uhrzeigersinn — eine Spirale, die in juengeren Stadien sehr deutlich und hoch ist, an fast reifen Spermien aber niedriger und weniger deutlich erscheint. Der Vorgang der Ausbildung der Falte ist in Figur 64 dargestellt: Nach der Streckung und dem Abstossen von GA und Protoplasmakugeln beginnt im Kerninneren eine schnelle Kondensation des Chromatins. Diese faengt an der Kernspitze an, dort wo der Zentralfaden des proximalen Centriols diese erreicht (b), und setzt sich an diesem entlang bis zur Basis schnell fort. Hierbei wird eine betraechtliche

---

esquerda: célula inteira com acrosoma (A), núcleo (N) com filamento axial (F) e os restos dos dois cromossomas heteropicnóticos (H), centríolo proximal (P), filamento axial (AF), mitocôndrios (MT), aparelho de Golgi (GA), centríolo distal (D) e filamento caudal (S). Em cima, à direita: núcleo ampliado; em baixo: três aspectos do aparelho de Golgi; embaixo, à direita: dois aspectos da região do centríolo distal. Fig. 61 — Spermidenkerne. Beginn der Streckung. Núcleos de espermídeos. Início do alongamento. Fig. 62 — Oben: Streckung des Spermidenkerns; unten: weitere Streckung und Teilung des proximalen Centriols. Em cima, alongamento do núcleo do espermídeo; em baixo: alongamento avançado e divisão do centríolo proximal, Fig. 65 — Spermidenkopf mit doppeltem proximalen Centriol und doppeltem Spiralfaden. Núcleo de espermídeo com centríolo proximal duplo e dois fios espirais. Fig. 64 — Bildung der Spiralfalte des Spermidenkerns. a) staerker differenziert, um den Spiralwust zu zeigen; b) beginnende Kondensation des Chromatins; c) und d) Ausbildung des Spiralwulstes; e) fast reifes Stadium. Formação da dobra espiral do núcleo de espermídeo. a) diferenciação forçada a fim de mostrar a saliência espiral; b) início da condensação da cromatina; c) e d) formação da saliência espiral; e) estado quase maduro. Fig. 65 — Spermidenkern am Ende der Streckungsphase. Links: Laengsschnitt; rechts: Querschnitt. Núcleo de espermídeo terminando a fase de alongamento. À esquerda: corte longitudinal; à direita: corte transversal. Fig. 66 — Spermidenkerne am Ende der Streckungsphase im Querschnit mit Zentralfaden und Spiralwulst. Núcleos de espermídeos, terminando a fase de alongamento, em corte transversal, com fio central e saliência espiral.

Menge Kernfluessigkeit ausgeschieden, die aus dem Kern austritt. Die Kernmembran ist nun viel zu gross, um die kondensierte Chromatinmasse zu umschliessen, so dass sie sich in eine Falte legen muss (c), die bei weiterem Fluessigkeitsaustritt azentuierter wird (d) und zuletzt als Spiralring mit 2 bis 2 1/4 Windungen den Kern umgibt (a, e). Aus welchem Grunde gerade die zweifache links gerichtete Windung entsteht, ist nicht ersichtlich (Fig. 65, 66).

Am Ende dieser Vorgaenge erhalten wir einen Anblick, wie er in den Rekonstruktionen der Figur 67 wiedergegeben ist. Die endgueltige Ausbildung des reifen Spermiums erfolgt durch weitere Kondensation von Kern und Protoplasmamantel wie es aus der Fig. 16 an Querschnitten der Mittelstuecke hervorgeht.

DIE FORMVERAENDERUNGEN DES GOLGI-APPARATS UND DER MITOCHONDRIEN

Nachdem wir in den vorigen Abschnitten einen Aufriss der Cytogenese und Histogenese der Spermien dargestellt haben, sollen im folgenden unsere Beobachtungen am GA und den Mitochondrien wiedergegeben werden, wobei wir uns der Entwicklung der Spermien als Basis bedienen muessen. Ueber die Zusammensetzung und physiologische Funktion der Mitochondrien gibt Frey-Wyssling (1955) eine Zusammenfassung der bisherigen Kenntnisse. Die Aufgabe der Mitochondrien im Stoffwechsel der Zelle interessiert uns bezueglich der Spermiogenese nur in geringem Masse; wir haben nur Wert auf die histogenetische Funktion zu legen, die ihnen in den Spermiden bei der Bildung der Spiralfaeden des Mittelstuecks zukommt. Ebenso verhaelt es sich mit dem GA. Ueber seine Zusammensetzung und Funktion, sowie ueber die Geschichte seiner Entdeckung und ueber seine Morphologie liegt eine umfangreiche Darstellung von Mendonça (1952) vor. Er zitiert fuer unsere Zwecke lediglich die Arbeit von Platner (1885) ueber die Sexualzellen der Mollusken, sowie die von Hermann (1891) ueber diese Zellen von Invertebraten, geht aber nicht auf die Funktion des GA bei der Bildung des Acrosoms in der Spermidenphase ein.

Morphologie und Gestaltwechsel des GA bei der Spermiogenese sind fuer jedes Entwicklungsstadium der maennlichen Gameten so charakteristisch, dass der Beobachter bereits an Hand von Form, Groesse und Zusammensetzung des GA feststellen kann, in welcher Phase die Entwicklung der Spermien sich befindet. Da das Aussehen des GA in den Spermiogonien, Spermiocyten und Spermiden weitgehend von dem normalen retikulaeren Anblick, wie ihn z.B. Platner (1885), Golgi (1898a und b) und Jasswoin (1925) darstellen, abweicht, was auch von neueren Autoren (z.B. Nath & Gupta, 1956; und frueher schon Watts, 1952) bestaetigt wird, haben wir eine Leberzelle auf ihren GA hin untersucht. Wir fanden, dass der GA einer Zelle des Hepatopankreas mit der angewandten Methode den typischen retikulaeren Aspekt zeigt (Fig. 68) und dass er einem Formwechsel zwischen

Sekrestionsstadium und Ruhestadium unterwofen ist, wie die Nebenfiguren angeben. Zum Vergleich sind aus demselben Praeparat zwei GA aus Spermiocyten links unten gezeichnet. Da wir auf diese Weise die bekannte klassische Netzstruktur des GA in Druesenzellen mit der Osmiumsaeure-Eisenhaematoxylin-Technik einwandfrei darstellen konnten, duerfen wir die Bilder des GA in den spermiogenetischen Stadien ebenfalls als reale Fakten annehmen, dieses umsomehr, als wir auch im Phasenkontrast die Existenz der gleichen Korpuskeln nachweisen konnten, wie es auch verschiedene andere Autoren mitteilen (WATTS, NATH & GUPTA; lit. cit.).

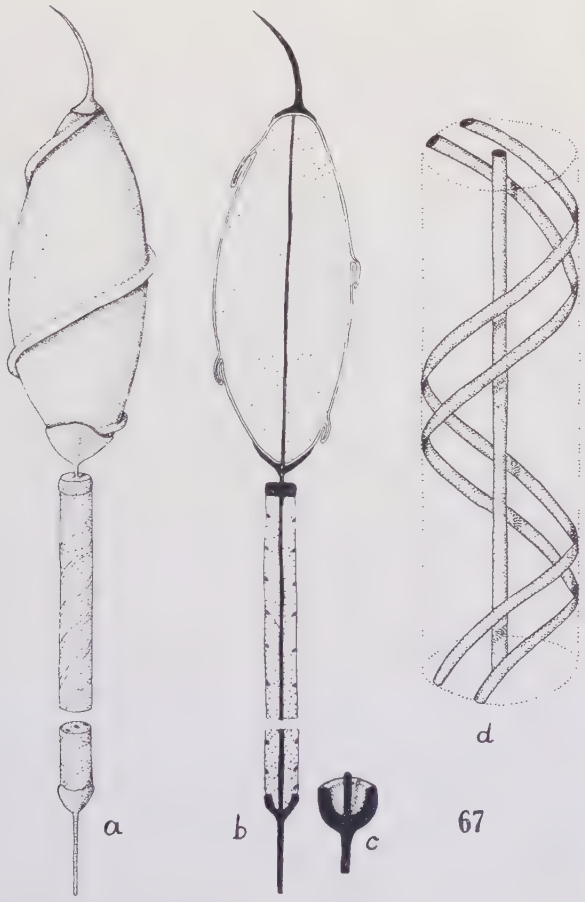


Fig. 67 — Rekonstruktion der Spermide kurz vor dem Ende der Streckungsphase. a) Totalansicht; b) Laengsschnitt; c) distales Centriol mit Axial- und Schwanzfilament; d) Teil des Mittelstuecks, durchsichtig gedacht. Mittelstueck und Schwanzfaden gekuerzt. Reconstrução do espermídeo antes de ter terminado a fase do alongamento. a) aspecto total; b) corte longitudinal; c) centríolo distal com filamentos axial e caudal; d) parte da região mediana transparente. Região mediana e fio caudal cortados. Fig. 68 — Zellen des Hepatopankreas mit dem Golgi-Apparat in verschiedenen Funktionsstadien und (unten links) zwei Golgi-Apparaten aus Spermiocyten am Ende der Wachstumsphase. Células do hepatopâncreas com o aparelho de Golgi em diferentes estados de função e (em baixo, à esquerda) dois aparelhos de Golgi de espermiócitos no fim da fase de crescimento.

Hirsch (1939) hat die Golgimaterie in zwei verschiedene Substanzen aufteilen koennen, die er nach ihrer Affinitaet zu Silber- oder Osmiumimpraegnierungen benennt: die osmiophile oder argentophile und die osmiophobe oder argentophobe. Erstere, die chromophile Lage, bildet im GA in den Sexualzellen von *Australorbis* die unterbrochene Cortexschicht, die aus staebchenfoermigen oder schmalplattenfoermigen Elementen besteht. Sie wird auch als "Golgi externum", konventionellerweise auch als aus Dictyosome zusammengesetzt bezeichnet. Die chromophobe Substanz fuellt als "Golgi internum" das Innere des Koerpers aus und hat nich die Eigenschaft, die beiden Metallverbindungen (Silbernitrat und Osmiumtetroxyd) zu reinen Metallen zu reduzieren. Sie bleibt auch nach Behandlung mit Eisenhaematoxylin mehr oder weniger ungefaerbt. Dagegen gelang es, nach Sublimatfixierung durch die Azanfaerbung die chromophobe Substanz durch das Anilinblau mehr oder weniger stark anzufaerben, waehrend die Dictyosome, die allerdings nur in Resten erhalten sind, durch das Azocarmin ebenso rot gefaerbt werden wie das Chromatin. Bei Nachfaerbung mit Lichtgruen (0,5% in Wasser) wurde die chromophobe Substanz stark gruen hervorgehoben. Diese Faerbung diente zur Feststellung der Existenz des GA waehrend der Zellteilung, waehrend der das Erkennen des GA, der in seine Elemente zerfaellt, durch schwaechere Faerbbarkeit, seine geringe Groesse und Ueberlagerung durch die Mitochondrienwolke stark erschwert wird. Auch beim Auffinden des Organells in den ersten Spermiogonien-Generationen leistete diese Methode wertvolle Hilfe.

Es ist noch hervorzuheben, dass nach Fixierung mit der alkoholischen Bouin'schen Loesung Teile des GA erhalten bleiben, die sich mit Eisenhaematoxylin als graugelbe Verdichtung im lockeren Protoplasma faerben. Auch diese Beobachtung zeigt, dass ausser Lipoiden auch noch albuminoide Stoffe am Aufbau der Golgisubstanz beteiligt sind.

In den jungen Spermiogonien, die immer ein birnenfoermiges Aussehen haben, liegt der Kern im stumpfen Ende der Zelle, die Mitochondrien und der GA im spitzen Ende (Fig. 69, 70 und 71). Letzterer bildet einen sehr kleinen ovalen oder fuenfeckig erscheinenden Ring mit hellem Zentrum, der von der Seite gesehen sich als Doppelscheibe erweist (Fig. 69b). Da er in der dichten Mitochondrienwolke liegt, kann ueber seinen feineren Bau nichts Naeheres ausgesagt werden. Das einzige, was sich mit Sicherheit durch den oben erwaehnten Effekt der Azan-Lichtgruen-Faerbung feststellen laesst, ist die Beobachtung, dass bei den Vermehrungsteilungen der Apparat sich in zahlreiche Einzelkoerper aufloest, von denen ein Teil zum einen, der andere zum entgegengesetzten Spindelpol wandert. Schon in den spaeten Telophasen dieser Teilungen hat sich der GA wieder zu der fuenfeckigen Figur zusammengesetzt. Wenn auch die Anzahl der Bruchstuecke und die Art und Weise der Aufloesung und Restituition des Systems sich nicht des Naeheren analysieren lassen, koennen wir dennoch die kontinuierliche Existenz des GA von der proliferierenden Keimzelle bis

zu der letzten Spermiogonien-Generation verfolgen. Da diese auch gleichzeitig die erste Spermiocyten-Generation darstellt, ist der Uebergang des GA aus den Spermiogonien in die Spermiocyten nachgewiesen.

Die junge Spermiocyte beginnt nun, in das Wachstumsstadium und in die Prophase der ersten Reifungsteilung einzutreten. Neben dem Kernwachstum und der laufenden Vermehrung und Groessenzunahme der Mitochondrien in der schnell volumoeser werdenden Zelle, beginnt auch der GA an Umfang zuzunehmen, wobei seine Form vorlaeufig noch erhalten bleibt (Fig. 72 und 73). Bis zum Bouquetstadium scheint er sich lediglich aus fuenf Doppeldictyosomen zusammenzusetzen (Fig. 73), die als Fuenfeck in guenstig gelegenen optischen Schnitten die zentrale cromophobe Masse umschliessen. Mit zunehmendem Umfang lassen sich im Zentrum mehrere Granulationen feststellen (Fig. 74), die langsam an Groesse und Kondensationsgrad ebenfalls zunehmen (Fig. 75); auch beobachtet man jetzt eine groessere Anzahl von Dictyosomen (Fig. 77).

Waehrend im Bouquetstadium der Spermiocyte der GA einen mittleren Durchmesser von etwa 2,5 µ besitzt, vergroessert sich dieser beim starken Wachstum der Zelle vor der Diakinese bis zu 5 µ (gemessen in ein und demselben Schnitt nach Osmiumfixierung) (Fig. 76). Im Anfang dieser Phase erwecken die Bilder oft den Anschein, als ob die Diktyosome sich durch Spaltung vermehren wuerden (Fig. 77), jedoch laesst sich dieser Vorgang nicht mit genuegender Sicherheit beobachten, so dass die Frage nach einer Autoreproduktion der Golgielemente absolut offen bleibt. Auch in den zahlreichen, schon frueher zitierten Arbeiten ueber den GA lassen sich keine zweifelsfreien Hinweise auf den Vermehrungsmodus der Diktyosome ersehen. Mit der Volumenzunahme ist kurz vor der Diakinese die Moeglichkeit gegeben, die Anzahl der chromophilen Elemente und der internen Granulationen festzustellen. In Fig. 78a ist die Rekonstruktion des vollstaendigen GA aus verschiedenen optischen Ebenen desselben Objekts wiedergegeben. Wir stellten in jedem Falle, vorausgesetzt, dass der GA im Schnitt voellig erhalten war, zwoelf Diktyosome und vier interne Granulationen fest, welch letztere mit zunehmendem Alter der Spermiocyte groesser werden, schaerfere Raender zeigen und in ihrem Zentrum eine helle Zone erkennen lassen (Fig. 79). Da es sich bei diesen Zentralkoerpern um diejenige Materie handelt, die in der Spermide zum Acroblasten wird, der spaeter das Acrosom bildet, bezeichnen wir sie in Spermiocyten und Praespermiden als Proacroblast.

Mit Beginn der Diakinese (Fig. 18 und 19) wird die Anordnung der Dictyosome unregelmaessiger und oft loesen sie sich aus dem Verband des Apparats, wobei jedes einzelne von einer Portion der chromophoben Substanz begleitet wird (Fig. 80a). Die zentralen Granulationen verbleiben aber immer in der Hauptmasse der Innensubstanz. Bisher waren die Dictyosome entweder gerade oder leicht nach aussen gewoelbt (Fig. 80). Im Augenblick aber, in dem die Tetraden mit ihrer Kondensation beginnen, woelben sie sich ganz betont nach innen (Fig. 79a und 20) und die chromophobe Substanz

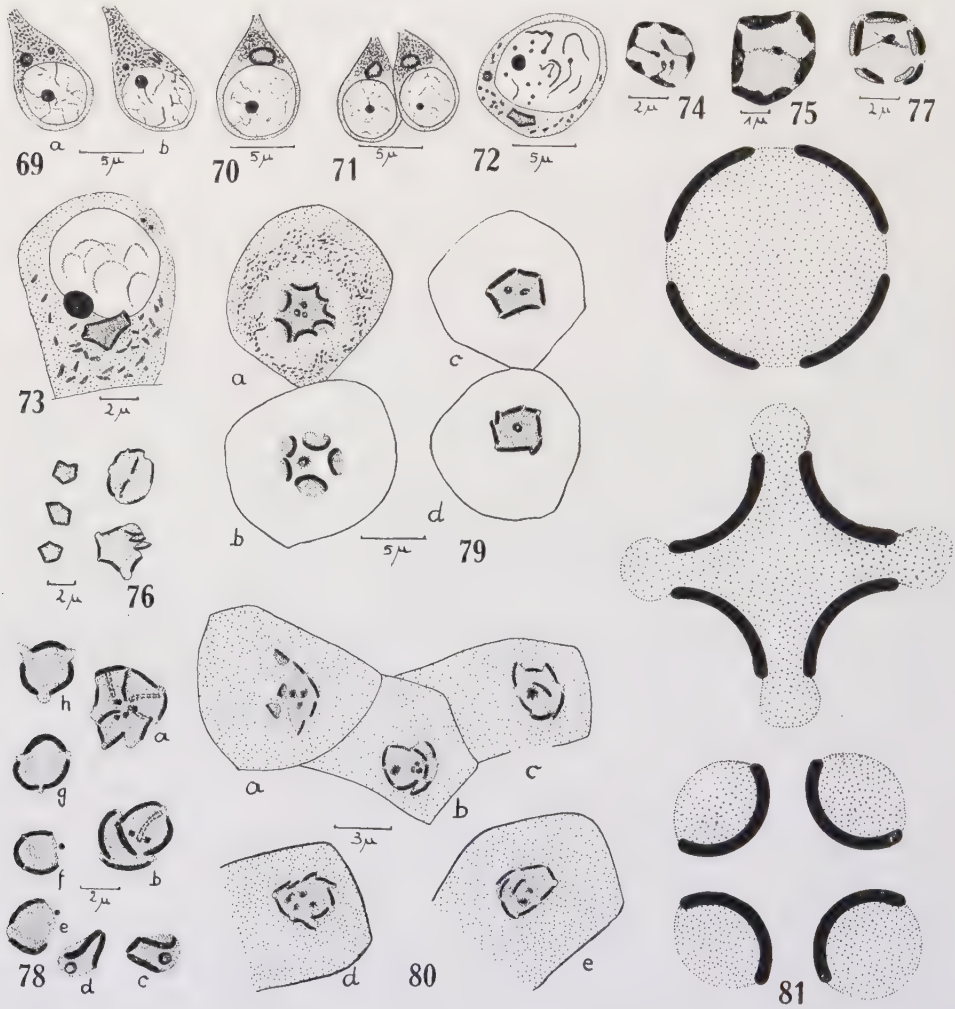


Fig. 69 — Spermiogonien. a) mit Golgi-Apparat von der Flaeche, b) von der Seite gesehen. Espermicgônios. a) com aparelho de Golgi, visto de cima, b) visto de lado. Fig. 70 — Spermiogonium der 32-Zellen-Generation mit Golgi-Apparat. Espermiogônio da geração, com 32 células com o aparelho de Golgi. Fig. 71 — Spermiogonium der 16-Zellen-Generation mit Golgi-Apparat. Espermiogônio da geração com 16 células com o aparelho de Golgi. Fig. 72 — Spermiogonium in der Pseudosynapsis der letzten Vermehrungsteilung mit Golgi-Apparat. Kern im Diagonalschnitt. Espermiogônio durante a pseudosinápse da última divisão de multiplicação com aparelho de Golgi. Núcleo em corte obliquo. Fig. 73 — Spermiocyte im Stadium der diffusen Chromosome mit Golgi-Apparat, Centriolen und chromatoidem Koerper. Die Mitochrondrien durch staerkere Differenzierung fast entfaerbt. Espermiócito em estado dos cromossomas difusos com aparelho de Golgi, centríolos e corpo cromatóide. Os mitocôndrios pela forte diferenciação quase descorados. Fig. 74 — Golgi-Apparat einer jungen Spermiocyte im optischen Querschnitt. Aparelho de Golgi de um espermiócito novo em corte ótico transversal. Fig. 75 — Golgi-Apparat einer jungen Spermiocyte beim Eintritt in das Bouquetstadium. Aparelho de Golgi de um espermiócito novo entrando no estado de "bouquet". Fig. 76 — Golgi-Apparate. Links: aus Spermiogonien; rechts oben: aus Spermiocyte im Bouquetstadium; rechts unten: aus Spermiocyte beim Eintritt in die Diakinese. Aparelhos de Golgi. À esquerda: de um espermiogônio; à direita, em cima: de um espermiócito em estado de "bouquet"; à direita, em baixo: de um espermiócito entrando na diacínese. Fig. 77 — Scheinbare Verdoppelung der Dictyosome des Golgi-Apparats nach dem Bouquetstadium, hervorgerufen durch haeufig eintretende parallele Lagerung der Konkrete. Dictiosomas aparentemente dobrados depois do estado de "bouquet",

beginnt in die nach aussen gelegene Hoehlung zu fliessen. Dieser Vorgang setzt sich fort (mit Azanfaerbung in diesem Stadium sichtbar gemacht), bis der gesamte GA in zwoelf Elemente zerfaellt, von denen jedes aus einem Dictyosom und einer dessen Hoehlung anliegender Portion der chromophoben Masse besteht (Fig. 79b). Die zentralen Koerper liegen isoliert zwischen den Bruchstuecken, von Resten der chromophoben Masse umgeben, wobei sie wesentlich an Groesse zunehmen, so dass sie in spaeteren Stadien nur schwer von den Dictyosomen zu unterscheiden sind. Der Vorgang der Desintegration des GA ist in Figur 81 schematisch dargestellt.

Wenn der GA sich in oben beschriebenen Elemente (12 Dictyosome und 4 Proacroblasten) zerlegt hat, haben sich im Kern die Chromosome voellig entwickelt. Die Centriole, die waehrend der Prophase immer ausserhalb des GA, in einem schwach faerbbaren Hof der Kernmembran mehr oder wenig eng anlagen, sind zu gegenueber liegenden Polen des Kerns gewandert. Da die Spindelachse parallel zur Follikelwand eingestellt wird und da der GA in der Spermiocyte immer in der der Follikelwand abgewandten Zellregion liegt, finden wir den GA in der Metaphase der ersten Reifungsteilung immer in der Ebene der Aequatorialplatte (Fig. 82 und 83). In der Anaphase wandern 6 der Dictyosome und 2 Zentralelemente zu einem, die anderen entsprechenden Elemente zum entgegengesetzten Spindelpol (Fig. 84 und 85). Auf diese Weise werden die Elemente gleichmaessig auf die beiden Praespermiden verteilt. Unmittelbar nach der Zelltrennung schliessen sich die Elemente in der Praespermide zu einem neuen Koerper zusammen, der in der Rekonstruktion aus mehreren optischen Schnitten sich als aus 6 Dictyosomen und 2 Proacroblasten zusammengesetzt erweist (Fig. 78b). Der Vorgang liess sich nur an Praeparaten verfolgen, die nach Azanfaerbung und Anwendung von Lichtgruen eine deutliche Faerbung der chromophoben Substanz zeigen, waehrend die Osmiumsaeure-Eisenhaematoxylin-Methode hierbei keine ausreichende Differenzierung zwischen GA und Mitochondrien erlaubt.

Waehrend sich der Kern nach einer sehr kurzen Interphase, die nur sehr selten aufzufinden ist, auf die zweite Reifungsteilung vorbereitet, loest sich der GA in der gleichen Weise auf, die vor der ersten Reifungsteilung beobachtet wurde. Nach der Telophase finden wir in

---

causado freqüentemente por disposição paralela dos corpúsculos. Fig. 78 — Golgi-Apparate aus a) Spermiocyte; b) Praespermide; c) und d) Spermide vor der Bildung des Acrosoms, mit blaeschenformigem Acroblast; in d) ein Dictyosom durch Ueberlagerung nicht sichtbar; e) — h) Spermide nach Bildung des Acrosoms; e) und f) im Querschnitt mit Axialfaden; g) und h) im Laengsschnitt. Aparelhos de Golgi. a) espermiócito; b) pré-espermídeo; e) e d) espermídeo antes da formação do acrosoma com acroblasto em forma de vesícula; em d) um dictiosoma não visível por superposição; e) — h) espermídeo depois da formação do acrosoma; e) e f) em corte transversal com filamento axial; g) e h) em corte longitudinal. Fig. 79 — Golgi-Apparate in Spermiocyten. a) und b) in der Diakinese, Aufloesung des Golgi-Apparats; c) und d) im Wachstumsstadium. Aparelhos de Golgi em espermiócitos. a) e b) na diacinese, desintegração do aparelho de Golgi; c) e d) no estado de crescimento. Fig. 80 — Golgi-Apparate in Spermiocyten waehrend des Abschlusses der Wachstumsphase. a) — c) im Querschnitt; d) und e) im Laengsschnitt. Aparelhos de Golgi de espermiócitos terminando a fase de crescimento. a) — c) em corte transversal; d) e e) em corte longitudinal. Fig. 81 — Schema der Aufloesung des Golgi-Apparats in der Diakinese mit 4 Dictyosomen als Beispiel. Esquema da desintegração do aparelho de Golgi na diacínese com 4 dictiosomas, escolhidos como exemplos.

Fig. 82 — Spermiocyten. Erste Reifungsteilung mit Golgi-Apparat zur Zeit seiner Wanderung zu den Spindelpolen. Espermiócitos. Primeira divisão de maturação com aparelho de Golgi durante a sua migração em direção aos pólos do fuso. Fig. 83 — Spermiocyten. Links: Beginn der Metaphase der ersten Reifungsteilung, Golgi-Apparat in Aufloesung; rechts: Ende der Metaphase, Teile des Golgi-Apparats nahe den Spindelpolen. Espermiócitos. À esquerda: início da metáfase da primeira divisão de maturação, aparelho de Golgi em desintegração; à direita: terminando a metáfase, partes do aparelho de Golgi perto dos pólos do fuso. Fig. 84 — Spermiocyte in Anaphase. Teile des Golgi-Apparats an den Spindelpolen. Espermiócito em anáfase. Partes do aparelho de Golgi perto dos pólos do fuso. Fig. 85 — Spermiocyte zu Beginn der Anaphase. Wanderung der Teile des Golgi-Apparats. Espermiócito iniciando a anáfase. Migração das partes do aparelho de Golgi. Fig. 86 — Ende der Telofase der zweiten Reifungsteilung mit den 4 Elementen des Golgi-Apparats der Spermide. Fim da telófase da segunda divisão de maturação com os 4 elementos do aparelho de Golgi do espermídeo. Fig. 87 — Ende der Telophase der zweiten Reifungsteilung. Neuformung des Golgi-Apparats. Fim da telófase da segunda divisão de maturação. Remodelação do aparelho de Golgi. Fig. 88 — Spermiden

jeder der beiden jungen Spermiden vier Elemente des GA (Fig. 86), von denen drei den Dictyosomen und das letzte einem Zentralkoerper entsprechen, die sich sofort nach der Zelldurchtrennung (Fig. 89) wieder zu einer neuen Einheit zusammen schliessen. Die Neubildung des GA in der Spermide erfolgt derart, dass sich die drei Dictyosome aussen auf die wieder zu einer Masse zusammen geschlossenen chromophoben Substanz auflegen, waehrend der Proacroblast wieder in letzterer eingelagert wird (Fig. 88). Dieser so erreichte Zustand ist in den Nebenzeichnungen (a — d) der Figur 89 wiedergegeben, ebenso zeigen die Stadien d und c der Figur 78 dieselbe Phase des GA.

Der Teilungsvorgang des GA, der sich bei *Australorbis glabratus olivaceus* (wie auch bei *A. nigricans* und *A. centimetralis*) lueckenlos verfolgen laesst, zeigt hiermit folgendes Schema:

	Dictyosome	Proacroblast
Spermiocyte	12	4
Praespermide	6	2
Spermide	3	1

Der GA der Spermide wandert nun haeufig seitlich am Kern vorbei, kann aber auch in der basalen Kernhaelfte verbleiben oder seitlich vom Kern zur Ruhe kommen. Sein Proacroblast nimmt dabei an Durchmesser zu und zeigt die Form eines geschlossenen Ringes, dessen Wandstaerke jedoch unterschiedlich ist, da ein Teil des Umfanges sehr duenn bleibt. Wir muessen diesen Koerper in diesem Zustande, in dem er spaeter zur Bildung des Acrosoms auswandert, als Acroblast bezeichnen (Fig. 78c und d, Fig. 90). Waehrend die Spermide nun beginnt sich langsam zu strecken, tritt der Acroblast aus der chromophoben Substanz aus und wandert zum apikalen Pol des Kerns (Fig. 89g). Hier legt er sich mit der duennen Stelle des Rings der Membran auf und breitet sich auf dem apikalen Pol als duenne Scheibe aus (Fig. 91 und 92). Ob er hier nun sich oeffnet und zerfliesst oder sich durch einfaches Abplatten der Woelbung des Kerns anpasst, ist

---

zu Anfang der Streckung der Zelle. Links: kurz vor, rechts: nach Ausstossung des Acroblasts. Espermídeos no início do alongamento da célula. À esquerda: pouco antes; a direita: depois da eliminação do acroblasto. Fig. 89 — Spermiden. a) — f) Ausstossung des Acroblasts aus dem Golgi-Apparat; g) ganze Spermide mit wanderndem Acroblast und Bildung des Schwanzfadens und des Axialfilaments. Espermídeos. a) — f) eliminação do acroblasto do aparelho de Golgi; g) espermídeo total com acroblasto em migração e formação dos filamentos caudal e axial. Fig. 90 — Spermiden. Golgi-Apparat mit Acroblast und Mitochondrien. Espermídeos. Aparelho de Golgi com acroblasto e mitocôndrios. Fig. 91 — Spermide. Bildung des Acrosoms. Acroblast breitet sich auf dem apikalen Zellpol aus. Espermídeo. Formação do acrosoma. Acroblasto espalhando-se sôbre o pólo apical Fig. 92 — Spermide. Bildung des Acrosoms. Espermídeo. Formação do acrosoma. Fig. 93 — Spermide nach Bildung des Acrosoms. Espermídeo depois da formação do acrosoma. Fig. 94 — Spermiden nach Bildung des Acrosoms. Wachstum des Axialfadens. Espermídeos depois da formação do acrosoma. Crescimento do filamento axial. Fig. 95 — a) Spermiocyte; b) Spermide vor und c) nach der Bildung des Acrosoms. Darueber verschiedene Golgi-Apparate der entsprechenden Stadien. a) espermiócito; b) espermídeo antes e c) depois da formação do acrosoma. Em cima vários aparelhos de Golgi dos estados correspondentes. Fig. 96 — Spermidenkerne mit Centriolfaden im Kerninnern, darunter Querschnitte durch den Golgi-Apparat aus dem "Mitochondrienplasma". Núcleos de espermídeos com fio do centríolo no interior do núcleo; em baixo: cortes transversais do aparelho de Golgi no "protoplasma de mitocôndrios".

nicht zu entscheiden. Der GA besteht jetzt nur noch aus drei Dictyosomen und der chromophoben Masse (Fig. 93 und 94). Der Vorgang des letzten Teilungsschritts und die Bildung des Acrosoms ist in Figur 95 dargestellt.

Der GA bleibt nun in seiner Gestalt unveraendert und liegt in der Schar der Mitochondrien in der basal vom Spermidenkern gelegenen Protoplasmamasse (Fig. 21 und 22), die im weiteren Verlauf der Zellstreckung als "Mitochondrienplasma" am Zentralfaden des Mittelstuecks entlang wandert. Dieser Vorgang und die anschliessende Eliminierung des GA sind in der Arbeit von BARTH & JANSEN (1960) dargestellt. Der GA hat waehrend dieser Zeit bis zu seinem Ende, wenn er in das Follikellumen faellt und hier aufgeloest wird, immer die in Figur 96 und den Fig. 23 und 24 wiedergegebene Form (s. auch Fig. 13) aus drei Dictyosomen, von denen oft wegen optischer Ueberlagerung nur 2 erscheinen. Ob der Apparat nach der Bildung des Acrosoms noch weitere Funktionen, etwa regulatorischer Art bei der Bildung der mitochondrialen Spiralfaeden zu erfuellen hat, laesst sich auf histologischem Wege nicht feststellen. Der einzige Hinweis auf eine etwaige weitere Funktion ist lediglich die Regelmaessigkeit seiner Form und Lagerung waehrend der letzten Reifungsvorgaenge der aelteren Spermide. An der Bildung des reifen Spermiums nimmt nachweislich nur der Acroblast teil, waehrend der uebrige Teil des GA gegen Ende der Reifung eliminiert wird.

ZUSAMMENFASSUNG

Im ersten Teil der vorliegenden Arbeit werden die Cytogenese und Histogenese der Spermien von *Australorbis glabratus olivaceus* beschrieben, waehrend im zweiten Teil auf die Formveraenderungen des Golgiapparates des Naeheren eingegangen wird. Es wurden angewandt: Phasenkontrast, Halbdunkelfeld und Dunkelfeld; Vitalfaerbungen mit Janusgruen und Neutralrot; als histologische Faerbung nach Osmiumfixierung erwies sich Eisenhaematoxylin als guenstig, nach Sublimatfixierung zum histologischen Nachweis der chromophoben Substanz des Golgiapparates ergab die Azanfaerbung mit Nachfaerbung in Lichtgruen die besten Ergebnisse.

Die Cytogenese zeigt bis zum Erreichen der Spermiden keine Besonderheiten im Vergleich mit anderen schon bearbeiteten Mollusken. Die Histogenese zeigt jedoch einige bemerkenswerte Punkte, die von den bereits bekannten Befunden an anderen Mollusken erheblich abweichen. Die Kernmembran der Spermide bildet durch Schrumpfung in Folge Kondensierung des Chromatins eine Spiralfalte auf der Kernoberflaeche mit ueber 2 Umgaengen. Das proximale Centriol ist geteilt, ein Teil bildet eine Fusskappe des Kerns, von der ein Faden ausgeht, der das ganze Kerninnere durchzieht. Der andere Teil bildet den Axialfaden und dient den beiden Spiralfilamenten als Lager. Das distale Centriol bildet eine umgekehrte Glocke, an deren Rand sich die

Spiralfaeden und in deren Innerem sich der Axialfaden anheften; es setzt sich distalwaerts in den nackten Schwanzfaden fort.

Der Golgiapparat ist vom primordialen Spermiogonium bis zur reifenden Spermide durch alle Entwicklungs- und Teilungsstadien zu verfolgen. Er besteht in der Spermiocyte aus der chromophoben Masse und 12 Dictyosome, die sich dieser auflagern, sowie aus 4 Proacroblasten. Diese 16 Konkrete trennen sich vor der Diakinese und jedes wandert fuer sich zu einem der Spindelpole. Die Praespermide besitzt 6 Dictyosome und 2 Proacroblasten, die sich zu 3 Dictyosome und 1 Proacroblast auf die Spermide verteilen. Der leztere Koerper wandelt sich zum Acroblast um, der sich als Acrosom dem apikalen Kernpol auflegt.

RESUMO

Na primeira parte do presente trabalho, descreve-se a citogênese e histogênese dos espérmios de *Australorbis glabratus olivaceus,* enquanto na segunda parte são estudadas as modificações do aparelho de Golgi. Foram aplicados os seguintes métodos: contraste de fases, campo escuro e semiescuro; colorações vitais por verde de Janus e vermelho-neutro; colorações histológicas com hematoxilina férrica depois de fixação por ácido ósmico, e com o método "Azan" segundo Heidenhain com coloração suplementar por verde de luz depois de fixação com sublimado (Susa de Heidenhain), a fim de provar histològicamente a presença da substância cromófoba.

Até a formação do espermídeo, a citogênese não mostra fatos especiais, pois enquadra-se bem no esquema geral da espermiogênese dos moluscos, já descrita por numerosos autores. Na histogênese, porém, observamos alguns pontos interessantes que se distanciam, consideràvelmente, dos fatos conhecidos e descritos em outros moluscos. Em virtude da eliminação de líquido nuclear, como conseqüência da condensação da cromatina, a membrana nuclear do espermídeo forma sôbre a superfície do núcleo uma dobra em forma de espiral, com mais de dois giros. O centríolo proximal é duplo, uma parte forma um revestimento do pólo basal do núcleo, do qual nasce um filamento que atravessa todo o interior do núcleo, no sentido do seu eixo longitudinal, até chegar ao pólo apical. A segunda parte do centríolo proximal forma o filamento axial e funciona como ponto de inserção dos fios espirais da parte mediana do espérmio. O centríolo distal tem forma de campânula invertida, em cuja borda se inserem os fios espirais e em cujo centro se encontra a implantação do filamento axial. Em direção distal, o centríolo continua em forma de um fio nu que representa a cauda do espérmio.

O aparelho de Golgi pode ser acompanhado, contìnuamente, a partir do espermiogônio primordial até o espermídeo em maturação, sem interrupção pelos estádios de divisões celulares. No espermiócito, êle consta da massa cromófoba e de 12 dictiosomas, justapondo-se nela, bem como de 4 pré-acroblastos. Os 16 concretos separam-se em 16

corpúsculos, dos quais cada pólo do fuso recebe a metade. O pré-espermídeo possui 6 dictiosomas e 2 pré-acroblastos, que se distribuem como 3 dictiosomas e 1 pré-acroblasto sôbre os dois espermídeos. O último transforma-se em acroblasto que se justapõe sôbre o pólo apical do núcleo, formando então o acrosoma.

BIBLIOGRAPHIE

ABDEL-MALEK, E. T., 1954a, Morphological studies on the family *Planorbidae (Mollusca, Pulmonata)*. I. Genital organs of *Helisoma trivolvis* (Say). *Trans. Amer. Micr. Soc.*, 73: 103-124, 20 figs.

ABDEL-MALEK, E. T., 1954b, Morphological studies on the family *Planorbidae (Mollusca, Pulmonata)*. II. The genital organs of *Biomphalaria boissyi*. *Trans. Amer. Micr. Soc.*, 73: 285-296, 17 figs.

ALAPHILIPPE, F., 1939, Contribution a l'étude anatomique et histologique des voies génitales de *Planorbis corneus* L. *Bull. Biol. Fr. Belg.*, 43: 260-287, 16 figs.

ANCEL, P., 1902, Sur les premières différentiations cellulaires dans la glande hermaphrodite d'*Helix pomatia*. *Bibliogr. Anat.*, 11: 17-20, 5 figs.

ANCEL, P., 1903, Histogénèse et structure de la glande hermaphrodite d'*Helix pomatia*. *Arch. Biol.*, 19: 389-452, 25 figs.

AOYAMA, F., 1929, Eine Modifikation der Cajalschen Methode zur Darstellung des Golgischen Binnennetzapparates. *Z. wiss. Mikr.*, 46: 489-491.

AVEL, M., 1925a, Sur les propriétés physiques de l'appareil de Golgi. *C. R. Soc. Biol.*, Paris, 93 (ref.).

AVEL, M., 1925b, Appareil de Golgi et vacuome. *Bull. histol. appl.*, 2 (ref.).

AZEVEDO, J. F. & GONÇALVES, M. M., 1956, Ensaios sôbre o estudo da numeração cromosómica de algumas espécies de Moluscos de água doce. *An. Inst. Med. Trop. Portug.*, 13: 569-577, 3 ests.

BAKER, J. R., 1944, The structure and chemical composition of the Golgi element. *Quart. J. Micr. Sci.*, 85: 1-71, 7 figs., 2 pls.

BARTH, R., 1953, Estudos anatômicos e histológicos sôbre a subfamília *Triatominae*. III. Pesquisas sôbre o mecanismo da picada dos *Triatominae*. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 31: 11-94, 22 figs.

BARTH, R. & JANSEN, G., 1959, Contribuições ao estudo da gametogênese dos Planorbídeos. 1.ª parte: Célula nutridora e sua função. *An. Acad. Brasil. Cien.*, 31: 429-445, 22 figs.

BARTH, R. & JANSEN, G., 1960, Ueber den Begriff "Kinoplasma" in der Spermiogenese von *Australorbis glabratus olivaceus (Mollusca, Pulmonata, Planorbidae)*. *Mem Inst. Oswaldo Cruz*, 58 (2): 209-228, 34 Fig.

BAUMGARTNER, W. J., 1904, Some new evidences for the individuality of the chromosomes. *Biol. Bull.*, 8: 1-23, 1 pl.

BOLLES LEE, A., 1897, Les cinèses spermatogénétiques chez l'*Helix pomatia*. *Cellule*, 13: 199-279, 3 pls.

BOURNE, G. H., 1951, *Cytology and Cell Physiology*. XVI + 524 pp., Clarendon Press, Oxford.

BOWEN, R. H., 1922, On the idiosome, Golgi apparatus and acrosome in the male germ cells. *Anat. Rec.*, 24: 159-180, 3 figs.

BOWEN, R. H., 1926, The Golgi-apparatus — its structure and functional significance. *Anat. Rec.*, 32: 151-193, 2 figs.

BOWEN, R. H., 1928, The methods for the demonstration of the Golgi apparatus. *Anat. Rec.*, 38: 293-320; 39: 85-136, 231-285, 365-394; 40: 103-132, 225-276.

Buresch, I., 1912, Untersuchungen ueber die Zwitterdruese der Pulmonaten. I. Die Differenzierung der Keimzellen bei *Helix arbustorum*. *Arch. Zellforsch.*, 7: 314-351, 5 figs., 2 Taf.

Cajal, Ramon y, 1905, Une méthode simple pour la coloration élective du reticulum protoplasmatique et ses résultats dans des divers centres nerveux. *Bibliogr. anat.*, 14: 1-93.

Cowdry, G., 1923, The significance of the internal reticular apparatus of Golgi in cellular physiology. *Science*, 58: 1-7.

Da Fano, C., 1922, On Golgis internal apparatus in different physiological conditions of the mammary gland. *J. physiol.*, 56: 459-476, 14 figs.

Frey Wyssling, A., 1955, Die submikroskopische Struktur des Cytoplasmas. *Protoplasmatologia*, 2/A2: 52-55.

Gatenby, J. B., 1917, The cytoplasmic inclusions of the germ cells. Part II. *Helix aspera*. *Quart. J. Micr. Sci.*, 62: 555-611, 5 figs. 6 pls.

Gatenby, J. B., 1918, The cytoplasmic inclusions of germ cells. Part III. The spermatogenesis of some other pulmonates. *Quart. J. Micr., Sci.*, 63: 197-232, 3 figs., 3 pls.

Golgi, C., 1898a, Sur la structure des cellules nerveuses. *Arch. Ital. Biol.*, 30: 60-71, 1 figs.

Golgi, C., 1898b, Sur la structure des cellules nerveuses des ganglions spinaux. *Arch. Ital. Biol.*, 30: 278-286, 1 est.

Hermann, P., 1891, In: Lison, L., Histochimie et cytochimie animales. VI + 607 pp., Paris.

Hirsch, G. C., 1939, Form- und Stoffwechsel der Golgikoerper. *Protoplasma*, Monogr. 18: 394 pp.

Hirschler, J., 1943, Grundsaetzliches ueber Osmiumfixierung und Osmiumfaerbung. *Z. wiss. Mikr.*, 59: 113-130.

Jacobs, W., 1927, Der Golgische Binnenapparat. Ergebnisse und Probleme. *Erg. Biol.*, 2: 357-415, 6 figs. (siehe hier auch aeltere Literatur).

Jasswoin, G., 1925, Zur Histophysiologie der *Tubuli contorti* der Amphibienniere. *Z. Zellf. mikr. Anat.*, 2: 741-765, 19 figs.

Karpova, L., 1925, Beobachtungen ueber den Apparat von Golgi (Nebenkern) in den Samenzellen von *Helix pomatia*. *Z. Zellf. mikr. Anat.*, 2: 495-514, 1 Taf.

Kopsch, F., 1902, Darstellung des Binnennetzes Golgi in spinalen Ganglienzellen und anderen Koerperzellen mittels Osmiumsaeure. *Sitz.-Ber. k. Preuss. Akad. Wiss. Berlin*, 39 (nur im Auszug).

Larambergue, M. M., 1929, Étude cytologique de l'autofécondation chez *Limnea auricularia* L. *C. R. Acad. Sci.*, 189: 1027-1029, 6 figs.

Mendonça, H. G., 1952, *Histofisiologia tireoidiana e aparelho de Golgi*. 109 pp., 10 ests., Recife.

Merton, H., 1924, Lebenduntersuchungen and den Zwitterdruesen der Lungenschnecken. *Z. Zellenlehre*, 1: 671-687, 8 figs., 1 Taf.

Merton, H., 1926, Die verschiedenartige Herkunft des Kinoplasmas der Samenzellen. *Biol. Zbl.*, 46: 656-678, 5 figs.

Merton, H., 1930, Die Wanderungen der Geschlechtszellen in der Zwitterdruese von *Planorbis*. *Z. Zellf. mikr. Anat.*, 10: 527-551, 12 figs.

Meves, F., 1903, Ueber oligopyrene und eupyrene Spermien etc. an *Paludina* etc. *Arch. mikr. Anat. Entw.*, 61: 1-84, 30 figs., 8 Taf.

Monné, L., 1938, Ueber Vitalfaerbung des Golgi-Apparates und der ergastoplasmatischen Strukturen in einigen Gastropoden-Zellen. *Protoplasma*, 30: 460-464.

NASSONOW, D., 1923, Das Golgische Binnennetz und seine Beziehung zu der Sekretion. *Arch. mikr. Anat. Entw.*, 97: 136-186, 3 Taf.; 100: 433-472, 3 Taf.

NATH, V., 1955, Golgi bodies in the spermatogenesis of pulmonate gastropods. *Nature*, 175: 905-906, 2 figs.

NATH, V. & GUPTA, B. L., 1956, The morphology and origin of the Golgi bodies and their role in the secretion of the acrosome in the spermatogenesis of pulmonate gastropods etc. *Quart. J. Micr. Sci.*, 97: 369-377, 4 pls.

PAN, CH., 1958, The general histology and topographic microanatomy of *Australorbis glabratus*. *Bull. Mus. Comp. Zool.*, 119: 237-299, 18 pls.

PARAENSE, W. L. & DESLANDES, N., 1955, Observations on the morphology of *Australorbis glabratus*. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 53: 87-103, 9 figs., 4 pls.

PERROT, J. L., 1930, Chromosomes et Hetérochromosomes chez les gastéropodes pulmonés. *Rev. Suisse Zool.*, 37, 397-434, 9 figs., 3 pls.

PERROT, J. L., 1934, A propos du nombre des chromosomes dans les 2 lignées germinales du gastéropode hermaphrodite *Limnea stagnalis* (variété *rhodani*). *Rev. Suisse Zool.*, 41: 693-697.

PERROT, J. L. & PERROT, M., 1937, La formule chromosomique chez l'*Helix pomatia*. *Rev. Suisse Zool.*, 44: 203-209, 2 figs.

PERROT, J. L. & PERROT, M., 1938, Sur les chromosomes du genre *Helix* (note). *C. R. Acad. Sci.*, 207: 1005-1006, 1 fig.

PERROT, M., 1938, Étude de cytologie comparée chez les gastéropodes pulmonés. *Rev. Suisse Zool.*, 45: 487-558, 12 figs.

PLATNER, G., 1885, Ueber die Spermatogenese bei Pulmonaten. *Arch. mikr. Anat.*, 25: 564-593, 1 Taf.

PORTER, K. G. & MACHADO, R. D., 1960, Studies on the endoplasmic reticulum. IV. Its form and distribution during mitosis in cells of onion root tip. *J. bioph. bioch. cytol.*, 7: 167-180, 16 pls.

PROWAZEK, S., 1901, Spermatologische Studien. 1. Spermatogenese der Weinbergschnecke (*Helix pomatia*). *Arb. Zool. Inst. Wien.* 13. (nur im Auszug).

SCHITZ, V., 1920, Sur la espermatogénèse chez *Cerithium vulgatum*, *Turitella triplicata* et *Bittium reticulatum*. *Arch. Zool. Exp.*, 58: 489-520,, 12 figs.

SCHRADER, F. & LEUCHTENBERGER, C., 1951, The cytology and chemical nature of some constituents of the developing sperm. *Chromosoma*, 4: 404-428.

SIEBOLD, E. VON, 1836, Fernere Beobachtungen ueber die Spermatozoen der wirbellosen Tiere. 2. Die Spermatozoen der *Paludina vivipara*. *Mueller's Arch. Anat. Phys. wiss. Med.* (nur im Auszug.).

SJOEVALL, 1906, Ein Versuch, das Binnennetz von Golgi-Kopsch bei der Spermato- und Ovogenese zu homologisieren. *Anat. Anz.*, 28 (nur im Auszug).

SOKOLOW, I., 1926, Untersuchungen ueber die Spermatogenese bei Arachniden. 2. Ueber die Spermatogenese der Pseudoskorpione. *Z. wiss. Biol.*, B 3: 615-681, 3 Taf.

ST. GEORGE, VON LA VALETTE, 1857, Ueber die Genese der Samenkoerper II. *Arch. mikr. Anat.*, 3: 263-273, 1 Taf.

TUPET, O. & CANABIS, Y., 1959, Recherches sur la spermiogenèse des sélaciens etc. *Arch. Zool. Expér. Gen.*, 97: 19-31, 4 figs.

WATTS, A. H. G., 1952, Spermatogenesis in the slug *Arion subfuscus*. *J. Morphol.*, 91: 53-78, 32 figs.

WILSON, E. B., 1937, *The cell in development and heredity*. 3rd ed., XXXVII + + 1232 pp., 529 figs.

MEMÓRIAS DO INSTITUTO OSWALDO CRUZ — Publicação periódica editada desde 1909 em tomos constituídos de um a vários fascículos, em geral um só tomo por ano, destinada à divulgação de trabalhos de pesquisa original elaborados por membros do corpo científico do Instituto Oswaldo Cruz, excepcionalmente incluindo colaboração de autores estranhos à instituição.

Para permuta e correspondência:

Caixa Postal 926
Rio de Janeiro, Guanabara
Brasil

REDATOR-SECRETÁRIO DAS PUBLICAÇÕES
Herman Lent

SUMÁRIO

Págs.

RÊGO, A. ARANDAS — Sôbre algumas espécies do gênero *Litomosoides* Chandler, 1931 (Nematoda, Filarioidea) (Com 20 figuras no texto) 1-9

FREIRE-MAIA, LINEU & FERREIRA, MARCELO CARVALHO — Estudo do mecanismo da hiperglicemia e da hipertensão arterial, produzidas pelo veneno de escorpião, no cão (Com 5 figuras no texto) ... 11-22

BARTH, RUDOLF — Sôbre o aparelho genital interno do macho de *Phlebotomus longipalpis* (Lutz et Neiva, 1912) (Diptera, Psychodidae) (Com 13 figuras no texto) 23-36

BARTH, RUDOLF — Sôbre o órgão abdominal glandular de *Arilus carinatus* (Forster, 1771) (Heteroptera, Reduviidae) (Com 10 figuras no texto) 37-43

FREITAS, J. F. TEIXEIRA DE — Sôbre o *Paralecithodendrium liliputianum* Travassos, 1928 (Trematoda) (Com 21 figuras no texto) 45-57

FREITAS, J. F. TEIXEIRA DE & MENDONÇA, J. MACHADO DE — Novo Capillariíneo do gênero *Aonchotheca* López-Neyra, 1947 (Nematoda, Trichuroidea) (Com 12 figuras no texto) 59-63

KIRNER, STEPHEN H. & LOPES, H. DE SOUZA — A new species of *Boettcherisca* Rohdendorf, 1937 from Formosa (Diptera, Sarcophagidae) (With 9 text-figures) 65-67

LOPES, H. DE SOUZA — A contribution to the knowledge of the genus *Boettcherisca* Rohdendorf, 1937 (Diptera, Sarcophagidae) (With 56 text-figures) 69-82

BARTH, RUDOLF & JANSEN, GETH — Ueber die Formveraenderungen des Golgi-Apparates waehrend der Spermiogenese von *Australorbis glabratus olivaceus* (Mollusca, Pulmonata, Planorbidae) (Mit 96 Figuren) 83-114